WHO/CDS/CPE/SMT/2002.18 Rev.1
Partie I

Entomologie du paludisme et contrôle des vecteurs

Guide du Stagiaire



Organisation mondiale de la Santé
Mobilisation sociale et Formation
Département du Contrôle, de la Prévention et de l'Eradication
Groupe des Maladies Transmissibles

juillet 2003

Edition provisoire

Table des matières

Préface 3

Calendrier - Entomologie du paludisme et contrôle des vecteurs 5

Unités d’apprentissage

1. Introduction à l’entomologie du paludisme..7

2. Identification des vecteurs du paludisme.. 13

3. Echantillonnage de vecteurs de paludisme 23

4. Tests de sensibilité et tests biologiques 35

5. Incrimination du vecteur et contrôle du paludisme 39

6. Contrôle des vecteurs du paludisme 59

7. Stratification du paludisme et contrôle des vecteurs 87

8. Gestion des programmes de contrôle des vecteurs de paludisme.. 93

Préface

Ce module traite des aspects essentiels de l'entomologie et de la lutte anti-vectorielle mise en œuvre dans le cadre du paludisme. Il est à usage multiple par la difficulté et choix des unités, variables en fonction des connaissances préalables de l'audience et des objectifs d'apprentissage. Il peut être utilisé pour la formation de travailleurs de terrain, de techniciens de laboratoire ou d'agents de santé impliqués à différents niveaux des programmes de contrôle des vecteurs. Cette dernière catégorie n'aura pas besoin de détails des techniques de laboratoire mais l'accent sera mis sur les Unités qui traitent des applications épidémiologiques de méthodes sélectives, de stratégies et de gestion du contrôle des vecteurs. Les deux premières catégories d'audiences peuvent avoir besoin d'un surplus d'information s'il est question de techniques de laboratoire ou de terrain. Le module peut aussi être utilisé pour la formation de ceux qui œuvrent dans les programmes de contrôle du paludisme aux niveaux national ou du district sanitaire avec des responsabilités de planification, de mise en œuvre, de suivi et d'évaluation des activités de contrôle des vecteurs.

Le Module est destiné à un cours de 7 jours. Les Unités d'apprentissage 1 à 5 introduisent les notions d'entomologie du paludisme et son rôle dans le contrôle du paludisme qui comprennent l'identification des vecteurs du paludisme aux stades larvaire et adultes, les techniques d'échantillonnage, les manipulations de laboratoire en vue de déterminer les stades chez le vecteur et l'indice sporozoïtique de même que les méthodes de détermination de la résistance et l'efficacité résiduelle. Vous examinerez la biologie des vecteurs et leur incrimination comme vecteurs en partant d'exemples vécus où vous calculerez les indicateurs principaux de transmission du paludisme. L'Unité 6 expose les principes de base de la sélection et la mise en œuvre des méthodes de contrôle des vecteurs. Les avantages et les limitations de chaque méthode seront discutés. Vous examinerez le rôle du contrôle intégré des vecteurs dans un programme de paludisme.
L'Unité d'apprentissage 7 comprend la stratification épidémiologique du paludisme et le rôle du contrôle des vecteurs dans les différentes strates épidémiologiques. Enfin, l'Unité 8 rassemble les fondements de l'entomologie du paludisme et la mise en œuvre du contrôle des vecteurs en tant que partie intégrante du programme de contrôle du paludisme , y compris l'importance du suivi et de l'évaluation de la mise en œuvre.

Le module a été préparé par le Dr Tarekegn Abose Abeku et le Dr Pushpa. Les Drs Maru Aregawi, Elil Rengatathan et M. C. Thuriaux ont fourni le support administratif et technique pendant le processus d'élaboration du module. Le Dr Yemane Ye-ebiyo a contribué à l'élaboration de l'Unité 7. Deux publications produites anciennement par l'OMS, *Techniques entomologiques de terrain pour le contrôle du paludisme*, et *Techniques entomologiques de laboratoire* ont été utilisées comme documents de base pour les Unités 1 à 5, bien que leur contenu ait été réécrit dans sa majeure partie et adapté aux besoins des managers de la lutte antipaludique.
Nous sommes redevables au Dr M. Zaim de ses apports précieux et pour le document non publié sur l'usage judicieux des insecticides qui fut très utile pour la rédaction de l'Unité 8. Les documents de base utilisés pour les autres Unités sont signalés dans le texte. Enfin, nous voudrions remercier, pour leurs commentaires, plusieurs experts de l'OMS Genève et du Bureau Régional pour l'Afrique de l'OMS, en particulier les Drs K. Cham, P. Guillet, L. Manga, M. Nathan et B. Ameneshewa. La dernière version du module a été mise à jour par le Dr Robert H. Zimmerman.

Calendrier – Entomologie du paludisme et contrôle des vecteurs

Jour	Sujet	Méthode didactique*	Heures
1	Introduction de l'enseignant, des facilitateurs et des participants. Présentation du but et des objectifs du cours. UNITE 1 Introduction à l'entomologie du paludisme. UNITE 2 Identification des vecteurs du paludisme Film (Entomologie du paludisme)	PRS/DEM PRS/DEM/PRC FLM	1 1 3 1
2	UNITE 3 Echantillonnage des vecteurs du Paludisme UNITE 4 Sensibilité et tests biologiques UNITE 5 Incrimination des vecteurs et contrôle du paludisme	PRS/DEM PRS/DEM/PRC PRS/PRC	2 3 2
3	UNITE 5 Incrimination des vecteurs et contrôle du paludisme (suite) Travail de terrain (collecte de moustiques adultes et de larves) Organisation et préservation des spécimens UNITE 4 Calcul des taux de mortalité dans les tests de sensibilité et les tests biologiques	PRC PRC PRC	1 6 1
4	UNITE 4 Discussion sur la sensibilité et les résultats des tests de sensibilité et biologiques UNITE 5 Identification et dissection des spécimens capturés sur le terrain (suite) UNITE 6 Contrôle des vecteurs du paludisme - introduction	PRC PRC PRS/GRP	1 3 3
5	UNITE 6 Contrôle des vecteurs du paludisme - démonstration des méthodes de contrôle des vecteurs. Contrôle des vecteurs du paludisme – plan de mise en œuvre et contrôle intégré de contrôle des vecteurs.	DEM PRS/GRP	4 3
6	UNITE 7 Stratification et Contrôle des vecteurs du paludisme UNITE 8 Mise en œuvre du contrôle intégré des vecteurs. Clôture	PRS/GRP PRS/GRP GRP/PRS	3 4 1

* PRS = Présentation par le tuteur
DEM = Démonstration
PR = Pratique de laboratoire
GRP = Discussion en groupe suivie par une discussion
TT = Travail de terrain
FLM = Film

Unité d'apprentissage 1

Introduction à l'entomologie du paludisme

Objectifs d'apprentissage

A la fin de cette Unité vous devriez être capable de:

- Décrire comment le paludisme est transmis

- Décrire le cycle biologique du moustique en relation avec la transmission du paludisme

- Comprendre le but et le rôle des études entomologiques dans le contrôle du paludisme

L'entomologie du paludisme s'occupe de la biologie des moustiques qui transmettent le paludisme. Le but est de comprendre la relation entre le vecteur, son écologie et son comportement et le parasite et l'hôte pour développer et exécuter des stratégies efficaces de contrôle des vecteurs. Dans cette première Unité, une brève introduction sera d'abord donnée sur la transmission du paludisme et le cycle biologique des moustiques qui le transmettent. L'importance et le but des études entomologiques dans les programmes de contrôle du paludisme seront aussi discutés en détail.

1.1 Transmission du paludisme

Le paludisme est causé par le parasite *Plasmodium* qui parcourt son cycle biologique chez l'homme et chez certaines espèces de moustiques. Les quatre espèces de *Plasmodium* qui causent le paludisme chez l'homme sont : *P. falciparum*, *P. vivax*, *P. malariae* et *P. ovale*. Parmi celles-ci, *Plasmodium falciparum* est la plus importante dans la plupart des régions tropicales et est responsable de nombreux cas de maladie grave et de décès.

Les parasites du paludisme sont transmis par les moustiques femelles appartenant au genre *Anopheles.* Les moustiques *Anopheles* mâles se nourrissent de jus de plantes et de nectar et ne peuvent donc pas transmettre le paludisme. Le cycle biologique du parasite du paludisme se divise en trois phases. Une se déroule chez le moustique (cycle sporogonique) et deux chez l'hôte humain : cycle érythrocytaire (dans les cellules sanguines) et cycle exo-érythrocytaire (hors des cellules sanguines) (Fig. 1.1).

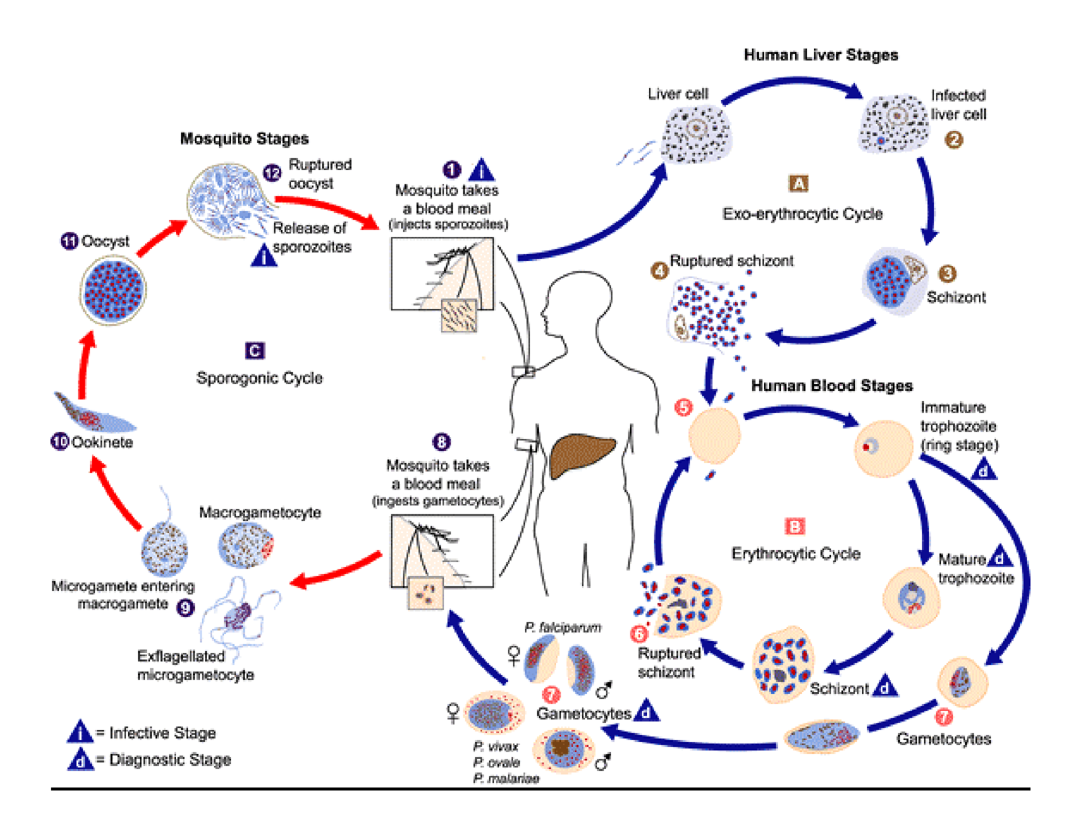


Figure 1.1 Cycle biologique du *Plasmodium spp*. chez l'homme et le moustique

Si les parasites au stade adéquat (**gamétocytes**) sont ingérés par le moustique lors du repas sanguin, ils forment des **gamètes** dans l'estomac de l'insecte.. Les gamètes mâle et femelle, issus des gamétocytes mâle et femelle, s'unissent pour former un **zygote** mobile appelé **ookinète**. L'ookinète pénètre la paroi de l'estomac et devient un **oocyste** sphérique. A l'intérieur de l'oocyste, le noyau se divise à répétition, un grand nombre de sporozoïtes est formé et l'oocyste grossit. Quand les **sporozoïtes** sont complètement développés, l'oocyste se rompt, les libérant dans la cavité générale du corps du moustique. Ils migrent alors vers les glandes salivaires. Le délai nécessaire pour la maturation des sporozoïtes varie avec la température et dans une moindre mesure, avec l'espèce de *Plasmodium* et avec l'humidité. Il est généralement de 18 à 15 jours.

Les sporozoïtes (stade infectant pour l'homme) sont injectés dans le sang avec la salive du moustique lorsque celui-ci pique. Par voie sanguine, ils atteignent le foie où ils se multiplient. Pendant une période de 7 à 12 jours, ils s'y multiplient jusqu'à ce que la cellule hépatique infectée éclate. Alors les parasites (**mérozoïtes**) sont libérés dans la circulation sanguine et envahissent les globules rouges à l'intérieur desquels ils se multiplient à nouveau. Les globules rouges infectés sont détruits et les parasites libérés envahissent de nouveaux globules rouges et y recommencent leur multiplication.

Le moustique femelle a besoin d'un repas sanguin pour assurer la maturation de ses œufs, et comme elle pond plusieurs fois des œufs au cours de son existence, elle devra prendre plusieurs repas sanguins et aura plusieurs occasions de prélever des parasites du paludisme et de les transmettre.

1.2 Cycle biologique du moustique *Anopheles*

Il y a environ 400 espèces de moustiques *Anopheles* dont une quarantaine sont capables de transmettre le paludisme, et parmi celles-ci, seulement 15 sont des vecteurs d'importance majeure. Certains anophèles préfèrent piquer l'animal et ne transmettent normalement pas de parasites à l'homme ou alors très rarement. Chez d'autres espèces, le parasite ne semble pas capable de se développer jusqu'au stade de sporozoïte. Enfin, quelque soit l'espèce, l'insecte peut ne pas survivre assez longtemps pour permettre l'évolution complète du parasite.

Dans le cycle biologique des moustiques, il y a quatre stades: **l'œuf, la larve, la pupe (nymphe)** et **l'adulte** (Fig. 1.2). Le temps pris par chaque stade pour se développer dépend de la température de l'eau et d'autres facteurs, mais plus la température est élevée, plus ce temps est court.

œufs

Un moustique femelle ne copule qu'une fois dans sa vie. Habituellement, après la copulation, elle a besoin d'un repas de sang pour faire mûrir le premier lot d'œufs. Un repas sanguin est généralement pris tous les deux jours, conduisant à la maturation du lot d'œufs suivant.

Chaque lot comporte 100 à 150 oeufs qui sont déposés sur la surface de l'eau lors de la ponte. Les sites d'oviposition sont très variables : petites quantités d'eau dans des empreintes de pas, des flaques d'eau de pluie ou collections plus grandes comme des rivières, canaux, marécages, lacs, rizières. Chaque espèce de moustique préfère une variété bien déterminée de surface aquatique pour déposer ses œufs.
Un moustique femelle continue à pondre pendant toute son existence. La plupart des femelles pondent 1 à 3 fois, mais certaines peuvent pondre jusqu'à 5 à 7 fois. Dans les meilleures conditions tropicales, la durée de vie des moustiques est de 3 à 4 semaines.

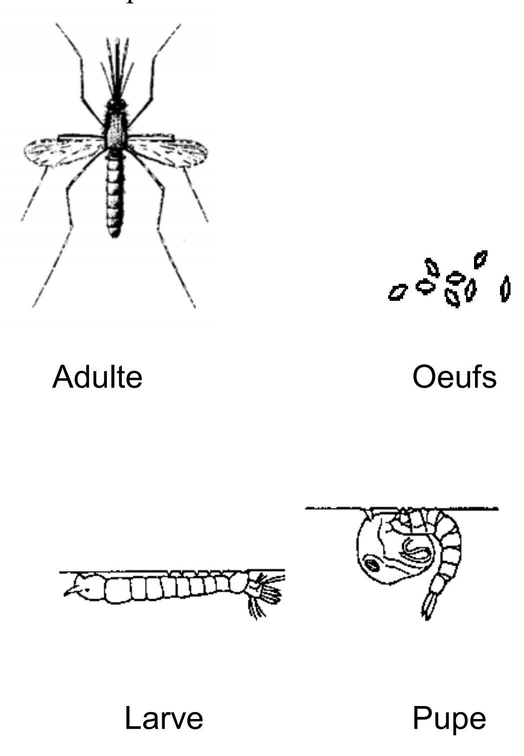


Figure 1.2 Cycle biologique du moustique *Anopheles*

Larve

Une larve sort de l'œuf après un ou deux jours et flotte parallèlement juste sous la surface de l'eau car elle a besoin de respirer de l'air. Elle se nourrit de particules présentes dans l'eau. Si on la dérange, elle plonge rapidement vers le fond mais elle reviendra sans tarder à la surface pour respirer.

Il y a quatre stades larvaires ou **instars**. La larve qui sort de l'œuf est appelée le **premier instar**. Après un jour ou deux, elle mue, abandonnant son enveloppe et devient ainsi le **second instar**, suivi par le **troisième** et le **quatrième instar**, à des intervalles d'environ deux jours chacun. La larve reste au stade de quatrième instar pendant trois ou quatre jours ou plus, avant de se changer en pupe. Le temps total passé au stade larvaire est généralement de huit à dix jours à la température normale de l'eau en milieu tropical. Si la température est plus basse, les stades aquatiques prendront plus de temps pour se développer.

Pupe

La pupe (nymphe) est le stade pendant lequel une transformation majeure a lieu, le passage de la vie aquatique à la vie aérienne de l'adulte. La pupe a la forme d'une virgule. Elle reste sous la surface, ne se nourrit pas et plonge au fond de l'eau si elle est dérangée. Le stade nymphal dure 2 à 3 jours après quoi la carapace de la pupe se fend, le moustique adulte émerge et se repose temporairement à la surface de l'eau jusqu'à ce qu'il soit capable de s'envoler.

Adulte

La copulation a lieu aussitôt après que le moustique adulte soit sorti de la pupe. La femelle ne copule généralement qu'une seule fois, parce qu'elle reçoit à cette occasion assez de sperme pour féconder tous les lots d'œufs successifs. Normalement, elle ne prend son premier repas sanguin qu'après la copulation, mais parfois le premier repas sanguin peut être pris par une femelle encore vierge. Le premier lot d'œufs se développe après un ou deux repas sanguins (suivant les espèces), tandis que les lots suivants ne demandent qu'un seul repas de sang.

Les habitudes de nourriture et de repos des moustiques sont d'une grande importance dans les programmes de contrôle et pour cette raison, elles doivent être bien comprises. La plupart des espèces d'anophèles piquent la nuit. Certaines piquent juste après le coucher du soleil, d'autres piquent plus tard, aux environs de minuit ou même aux petites heures matinales. Certaines espèces entrent dans les maisons pour piquer (**endophages)**, d'autres préfèrent piquer à l'extérieur (**exophages)**.

Après que le moustique ait pris son repas de sang, il se repose pendant une courte période. Les moustiques qui sont entrés pour piquer se reposent habituellement sur un mur, sous le mobilier ou sur des vêtements pendus dans la maison. Ils sont dits **endophiles**. Ceux qui piquent à l'extérieur se reposent habituellement sur des plantes, dans des trous, sur des arbres, sur le sol ou d'autres endroits frais et sombres sont dits **exophiles**.

Les préférences trophiques varient suivant les différentes espèces de moustiques. Certains préfèrent prendre du sang chez l'homme plutôt que chez les animaux, ils sont appelés **anthropophiles**, tandis que d'autres, qui préfèrent le sang des animaux sont appelées **zoophiles**. Bien entendu, ceux qui préfèrent l'homme sont les plus dangereux, car ils sont susceptibles de transmettre la maladie d'homme à homme.

1.3 Contrôle du paludisme

Le contrôle du paludisme inclut le traitement des patients, la prévention des piqûres et la destruction des moustiques.
Pour éviter le contact avec les vecteurs on peut : dormir la nuit sous des moustiquaires (qui seront plus efficaces si elles sont traitées par insecticides) ; utiliser des répulsifs anti-moustiques ; protéger les habitations pour empêcher les moustiques d'y entrer.
L'élimination des gîtes larvaires, la destruction des larves, des pupes et des moustiques adultes peuvent réduire le nombre et la longévité des moustiques.
Les gîtes larvaires peuvent être éliminés par drainage ou remblayage des endroits où l'eau stagne. Les habitats préférés d'une espèce donnée de vecteurs peuvent être modifiés par exemple en nettoyant les cours d'eau pour que l'eau y coule plus vite. La survie des larves peut être réduite ou arrêtée par :

- l'épandage d'un film huileux à la surface de l'eau, ce qui les empêche de respirer
- la couverture de la surface aquatique par des matériaux flottants pour empêcher les moustiques d'y pondre leurs œufs
- le traitement de l'eau par des **larvicides** qui les tuent
- l'installation dans les gîtes, de poissons ou d'autres prédateurs qui les mangent

A certains endroits, le paludisme transmis par des vecteurs qui se reposent à l'intérieur des maisons peut être prévenu ou contrôlé en traitant les murs intérieurs des habitations par un **insecticide rémanent.** Avant, mais surtout après la piqûre, les moustiques endophiles se reposent sur une paroi, un plafond, ou en d'autres endroits sombres de la maison. Si ces surfaces ont été traitées par un insecticide rémanent, le moustique peut alors en absorber une dose mortelle et être empêché de transmettre le parasite à d'autres personnes. Le but des insecticides est de réduire la longévité des moustiques en dessous de la durée de temps nécessaire au développement des sporozoïtes des plasmodiums et de réduire la densité des moustiques.

Les moustiques peuvent acquérir une résistance à une grande variété d'insecticides. Il est important de savoir quand une espèce devient résistante pour décider d'un arrêt des pulvérisations ou d'un changement d'insecticide.

1.4 Rôle des études entomologiques dans le contrôle du paludisme

Une information complète sur l'épidémiologie du paludisme est essentielle pour pouvoir contrôler la maladie. Les études entomologiques, parasitologiques et cliniques procurent une information utile sur les caractéristiques de la transmission du paludisme dans une région, ainsi que sur le comportement et les habitats de l'espèce vectrice spécifique.

Les études entomologiques ont plusieurs rôles importants dans le contrôle du paludisme, dont les suivants :

- Identifier les **vecteurs** responsables de la transmission de la maladie
- fournir l'information de base sur **le comportement et les habitats** des espèces vectrices locales dans le but de planifier les mesures de contrôles les plus efficaces
- Suivre l'**impact des mesures de contrôle** (par exemple, en observant les changements dans les densités de population de vecteurs, les taux d'infection, la sensibilité des vecteurs aux insecticides et l'efficacité résiduelle des insecticides sur les surfaces traitées)
- contribuer à l'**investigation des zones à problèmes,** là où les mesures de contrôle ont été inefficaces.

Les programmes de lutte anti-vectorielle devraient être planifiés sur base d'études entomologiques. Ces dernières peuvent, avec d'autres études épidémiologiques, fournir des réponses à nombre de questions. Certaines sont énumérées ci-dessous.

- Y a-t-il **transmission** du paludisme dans cette zone? Si oui, dans quelle situation spécifique et quelles sont les limites géographiques de la maladie?
- Y-a-t-il d'autres importantes maladies transmises par les moustiques ? Si oui, lesquelles ?
- Quelles espèces d'anophèles sont **présentes** dans la zone? Lesquelles sont importantes comme vecteurs du paludisme?
- Quelle proportion d'espèces se **nourrissent sur l'homme**? Et parmi les vecteurs qui se nourrissent sur l'homme, quelle proportion **se repose à l'intérieur**?
- Où la majorité des vecteurs préfèrent-ils piquer l'homme, et où a lieu le **contact homme-vecteur**, à l'intérieur ou à l'extérieur? Quand se situe le pic d'activité du vecteur?
- Combien de **piqûres infectantes** sont reçues en moyenne par nuit et par personne ?
- Quel **type de collection d'eau** est préféré comme gîte larvaire par le vecteur spécifique de la zone ?
- Dans quelles conditions épidémiologiques et économiques pourrait-on recommander ou rejeter l'utilisation d'une stratégie de lutte anti-vectorielle pour **réduire** la transmission ?
- Quelles proportions de la population vectrice sont **sensibles** ou **résistantes** aux insecticides ?
- Comment pouvons-nous déterminer la durée d'efficacité d'un insecticide déposé sur une surface (par ex. paroi traitée ou moustiquaire imprégnée d'insecticide) ?
- Comment les différentes **options de contrôle** des vecteurs influencent la transmission du paludisme, la morbidité ou la mortalité par paludisme ? Quelles options sont les plus adéquates contre certains comportements spécifiques ou habitats particuliers de l'espèce de vecteur ? Comment pouvons-nous évaluer **l'efficacité à court et à long terme** d'une stratégie de contrôle des vecteurs ?

Toute étude entomologique tendant à fournir des réponses à des questions pratiques concernant le contrôle du paludisme ne doit être entreprise que si les données existantes sont inadéquates ou non fiables. Le coût d'études extensives doit toujours être mis en balance avec les bénéfices qui seront retirés par le programme de contrôle

L'entomologie du paludisme ne se limite **pas** au seul contrôle des vecteurs. Toute stratégie de contrôle devrait être basée sur une compréhension totale des **caractéristiques de la transmission** de la maladie qui nécessite des études théoriques (p. ex. l'utilisation de modèles mathématiques) et des observations empiriques. Les paramètres entomologiques forment la base de telles études.

Les études entomologiques sont aussi importantes pour estimer l'impact attendu de diverses mesures de contrôle. Elles aident à décider si certaines mesures sont plus utiles que d'autres et si certaines mesures sont, au contraire **plutôt dangereuses** à mettre en oeuvre. Nous aborderons le sujet dans l'unité finale mais l'utilisation de l'entomologie du paludisme dans des études théoriques avancées dépassent le cadre de ce cours.

Exercice 1

Démonstration du cycle biologique de *Anopheles* à l'insectarium. Vous visiterez l'insectarium par groupe de 10. Observez les spécimens vivants de chacun des stades du cycle biologique.

Unité d'apprentissage 2

Identification des vecteurs du paludisme

Objectifs d'apprentissage

A la fin de cette Unité vous devriez être capable de:

- Distinguer les moustiques des autres insectes
- Distinguer moustiques mâle et femelle
- Reconnaître les femelles d'Anophélinés et de Culicinés
- Reconnaître les œufs, larves et pupes d'Anophélinés et de Culicinés
- Décrire les caractères morphologiques importants des adultes et des larves d'anophèles utilisés comme spécimen d'espèces.
- Utiliser une clé d'identification.

2.1 Distinguer les moustiques des autres insectes

Les moustiques appartiennent à **l'embranchement des Arthropodes** du Règne Animal qui inclut (entre autres) araignées, cafards, tiques, papillons, mouches domestiques... Ils peuvent être reconnus aux caractéristiques suivantes:

- le corps est composé de parties ou segments, dont certains peuvent être articulés;
- le corps est recouvert d'un carapace épaisse appelée exosquelette;
- le corps est garni de pattes et d'antennes articulées, en paires;

Dans les Arthropodes, il y a de nombreuses classes et parmi celles-ci, la **Classe des Insectes** dont les moustiques font partie. Les insectes possèdent les caractéristiques suivantes:

- le corps est divisé en trois segments—tête, thorax, abdomen;
- la tête porte une paire d'antennes et une paires d'yeux composés;
- le thorax porte trois paires de pattes.

La Classe des Insectes comprend plusieurs Ordres; les moustiques appartiennent à **l'Ordre des Diptères**. Les insectes de ce groupe possèdent les caractéristiques suivantes:

- le thorax porte une paire d'ailes visibles;
- les ailes postérieures, qui sont vestigiales, sont de fins filaments mobiles connus sous le nom de « haltères », utilisées surtout pour maintenir l'équilibre en vol.

La figure 2.1 illustre les parties principales du moustique adulte. Le corps, comme chez tous les insectes, est divisé en tête, thorax et abdomen. Trois caractéristiques sont utilisées pour décrire le moustique adulte: il possède un long proboscis; le corps est recouvert d'écailles; les ailes ont des veines présentant un dessin particulier (figure 6.)

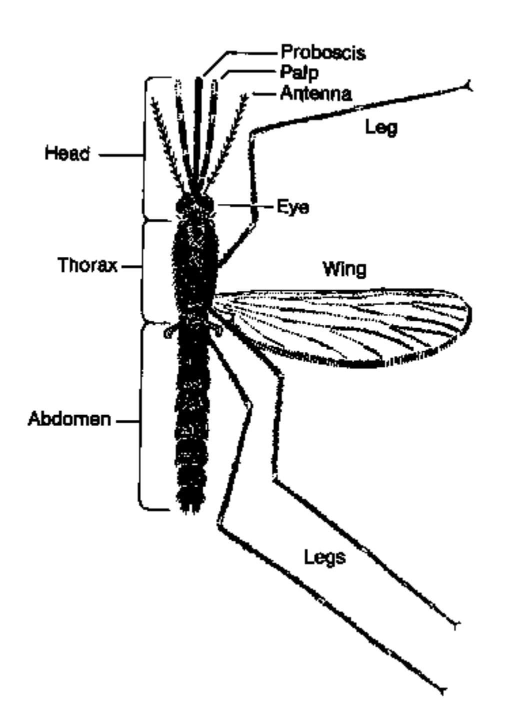


Figure 2.1 Principales parties du moustique adulte

2.2 Distinguer les Anophélinés des Culicinés

Les caractères des Anophélinés et des Culicinés sont illustrés dans les figures 2.2 et 2.3.

œufs

Les œufs de Culicinés sont pondus en masse, collant les uns aux autres, en **radeau** (*Culex*). Ceux des Aédinés sont pondus isolément (*Aedes*); les oeufs d'Anophélinés flottent séparément, chaque oeuf possédant des **flotteurs**.

Larves

La larve de **Culiciné** présente un tube respiratoire (**siphon**) qu'elle utilise aussi pour rester suspendue à quelque distance de la surface de l'eau, tandis que la larve d'**Anophéliné** n'a **pas de siphon** et se trouve parallèle à et immédiatement sous la surface.

Pupes

Les pupes d'Anophélinés et de Culicinés, qui ont une forme de virgule, sont suspendues juste sous la surface de l'eau et nagent activement lorsqu'elles sont dérangées. Il est assez difficile de reconnaître les pupes de Culicinés de celles des Anophélinés sur le terrain ; cependant, la trompette respiratoire de la pupe des Anophélinés est courte avec une large ouverture, tandis que chez les Culicidés, la trompette est plus longue et fine et son ouverture plus étroite.

Adultes

Sur des moustiques vivants, on peut reconnaître les Culicinés des Anophélinés en observant leur position au repos par rapport au support : les Anophélinés forment un angle de 50° à 90° tandis que les Culicinés adoptent une position parallèle (fig.2.3).

Les Anophélinés peuvent aussi être distingués des Culicinés par la longueur et la forme des palpes. Ces différences, illustrées à la fig. 2.2, sont les suivantes :

- Chez les femelles d'Anophélinés, les palpes sont aussi longs que le proboscis, chez les femelles de Culicinés, les palpes sont beaucoup plus courts que le proboscis.,

- Chez les mâles d'Anophélinés, les palpes sont aussi longs que le proboscis et renflés au sommet, chez les mâles de Culicinés, les palpes sont plus longs que le proboscis, avec un sommet effilé.

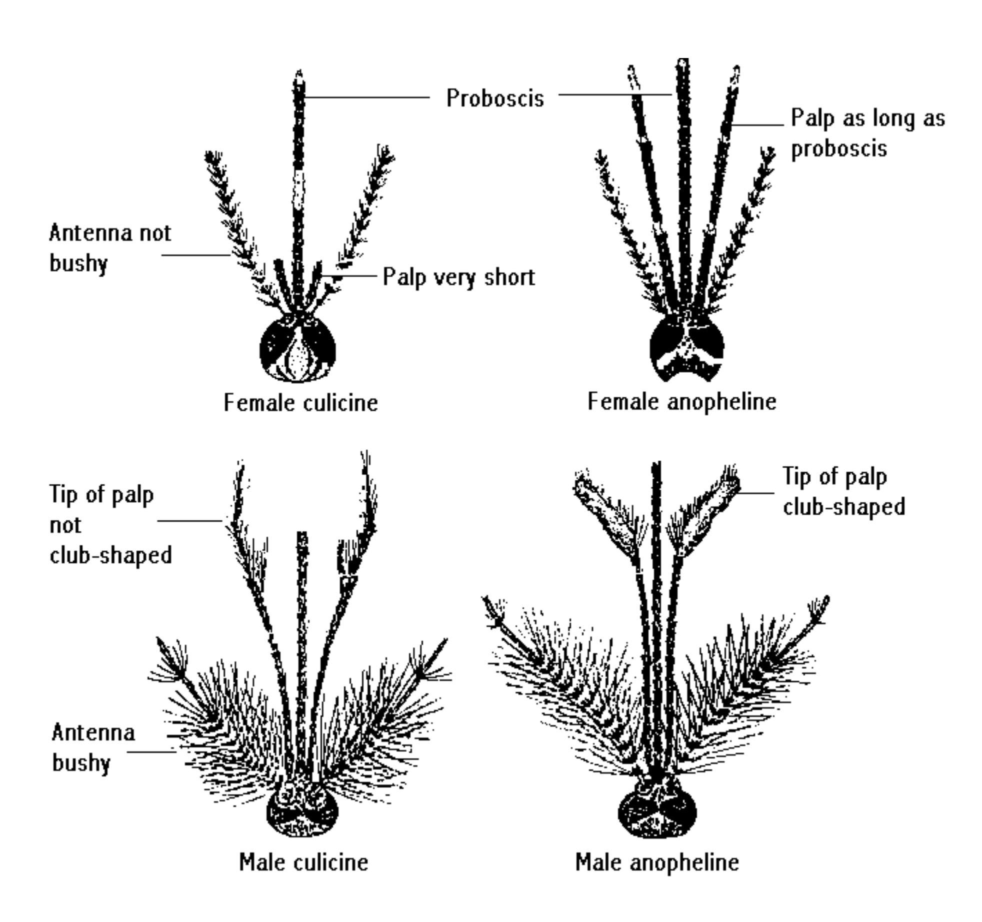


Figure 2.2 Têtes d'anophélinés et de culicinés mâle et femelle

2.3 Distinguer les moustiques femelles et mâles

Puisque seules les moustiques femelles prennent des repas de sang et transmettent le paludisme, il est donc important de pouvoir reconnaître les moustiques femelles des mâles. Le mâle a des antennes garnies de longs poils qui leur donnent une apparence touffue comme une moustache. Sur les antennes de la femelle, les poils sont peu nombreux et courts (fig. 2.3).

2.4 Identifier les espèces d'anophèles

Vous allez maintenant apprendre à classifier les vecteurs habituels dans votre zone en vous servant d'une clé d'identification. L'information collectée pendant l'enquête entomologique ne sera utile que si les moustiques sont correctement identifiés. Il est donc essentiel que vous puissiez identifier l'espèce chez les adultes et les larves. L'identification des pupes est très difficile, si bien que, si des pupes sont recueillies pendant l'enquête, elles devraient être conservées jusqu'à ce que l'adulte émerge qui , lui, peut être identifié aisément.

Nous allons maintenant décrire quelques caractères externes des adultes et des larves qui peuvent servir à l'identification de l'espèce.

a. Anatomie externe de l'adulte d'*Anopheles*

Tête

La tête possède une paire d'yeux composés. Une paire d'antennes sont fixées sur la tête entre les yeux (Fig.2.3) Une paire de palpes fixés sous les antennes sont composés de 5 parties chez l'anophèle. Les palpes sont recouverts d'écailles qui peuvent être de différentes couleurs et utilisées dans l'identification d'espèce. Un proboscis se détache de la partie ventrale de la tête et est dirigé vers l'avant.

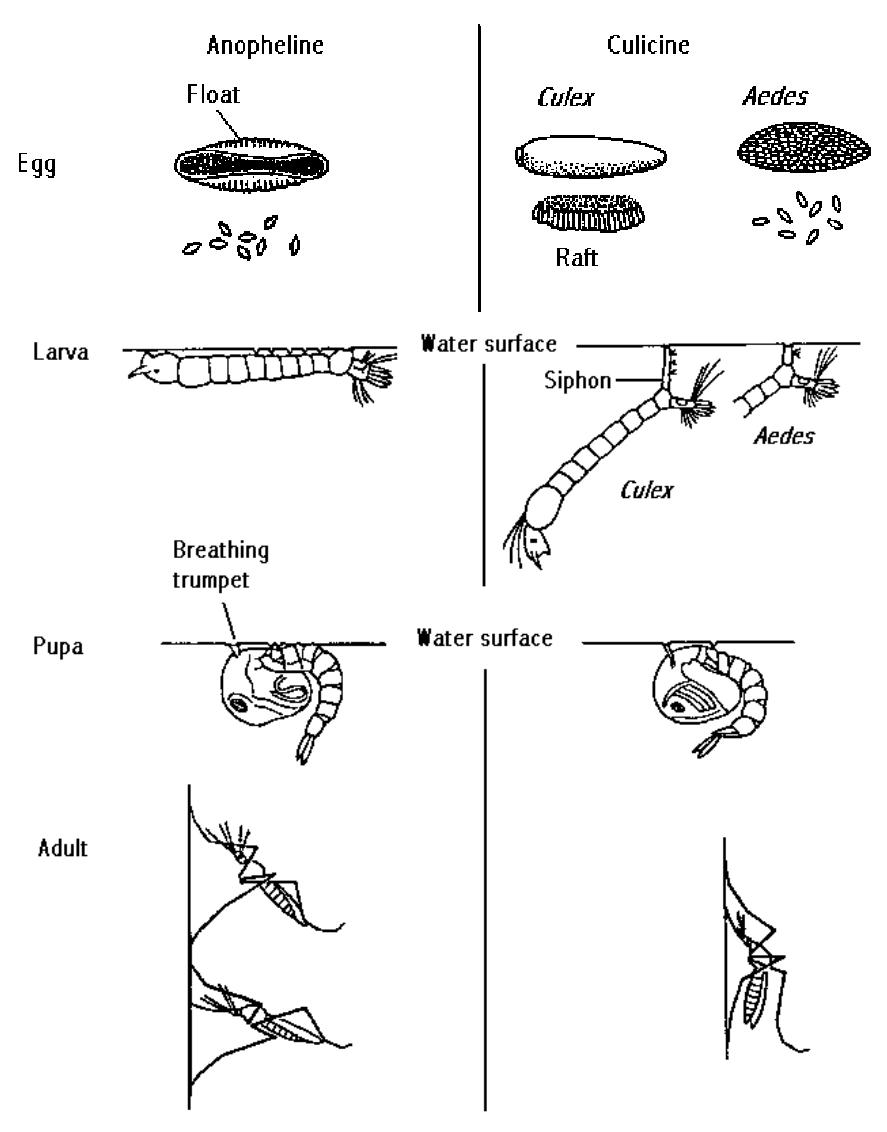


Figure 2.3 Differences entre moustiques Anophelinés et Culicinés

Thorax

Le thorax présente une paire d'ailes et une paire d'haltères sur sa face supérieure et 3 paires de pattes sur sa face inférieure ou ventrale.

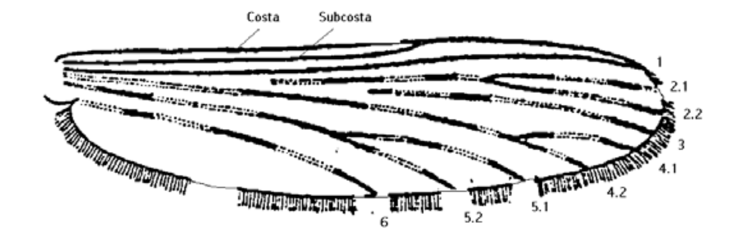


Figure 2.4 Aile d'*Anopheles*

Les ailes présentent un certain nombre de veines ; chaque veine porte un numéro ou un nom (fig.2.5) La **veine** qui longe le bord antérieur de l'aile s'appelle **costa** et la veine plus courte située juste en dessous est la **subcosta** Il y a 6 autres veines numérotées de 1 à 6, parmi lesquelles les veines 2, 4 et 5 sont fourchues. Les veines sont couvertes d'écailles qui sont habituellement brun foncé, blanc ou de couleur crème. Le bord postérieur de l'aile est garni de fines écailles. Beaucoup d'anophèles ont des ailes présentant des tâches sombres et claires distribuées sur la surface et qui sont utilisées pour la détermination de l'espèce.

Les pattes sont longues et composées d'un **coxa** court qui la relie au corps de l'insecte, suivie d'un court **trochanter**, ensuite un long **fémur**, un long **tibia** et un long **tarse** faites d'une série de cinq parties. Les 5 parties sont numérotées de 1 à 5, le segment 1 étant le plus proche du corps. Au bout de la patte, on trouve une paire de griffes. Les pattes sont aussi couvertes d'écailles qui peuvent être de différentes couleurs et utilisées dans l'identification d'espèces (fig.7).

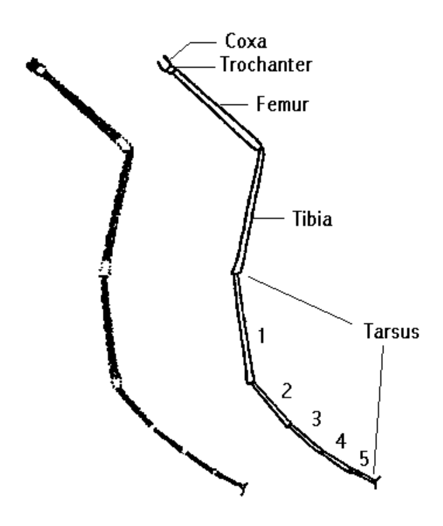


Figure 2.5 Pattes d'*Anopheles*

Abdomen

L'abdomen présente 8 segments visibles . Les plaques supérieures s'appellent **tergites** et les plaques inférieures **sternites**. Elles sont reliées par une membrane qui permet la distension de l'abdomen lorsque la femelle prend un repas de sang.

b. Anatomie externe des larves d'*Anopheles*

Le corps de la larve est divisé en tête, thorax et abdomen ; toutes les parties du corps sont pourvues de soies.

Tête

La tête porte une paire d'antennes, une de chaque côté, portant des soies à leur extrémité et sur leurs côtés (fig. 2.6). Une paire de **brosses buccales** est située au devant de la tête. Le dessus de la tête présente un certain nombre de soies dont la position et la forme est importante pour l'identification.

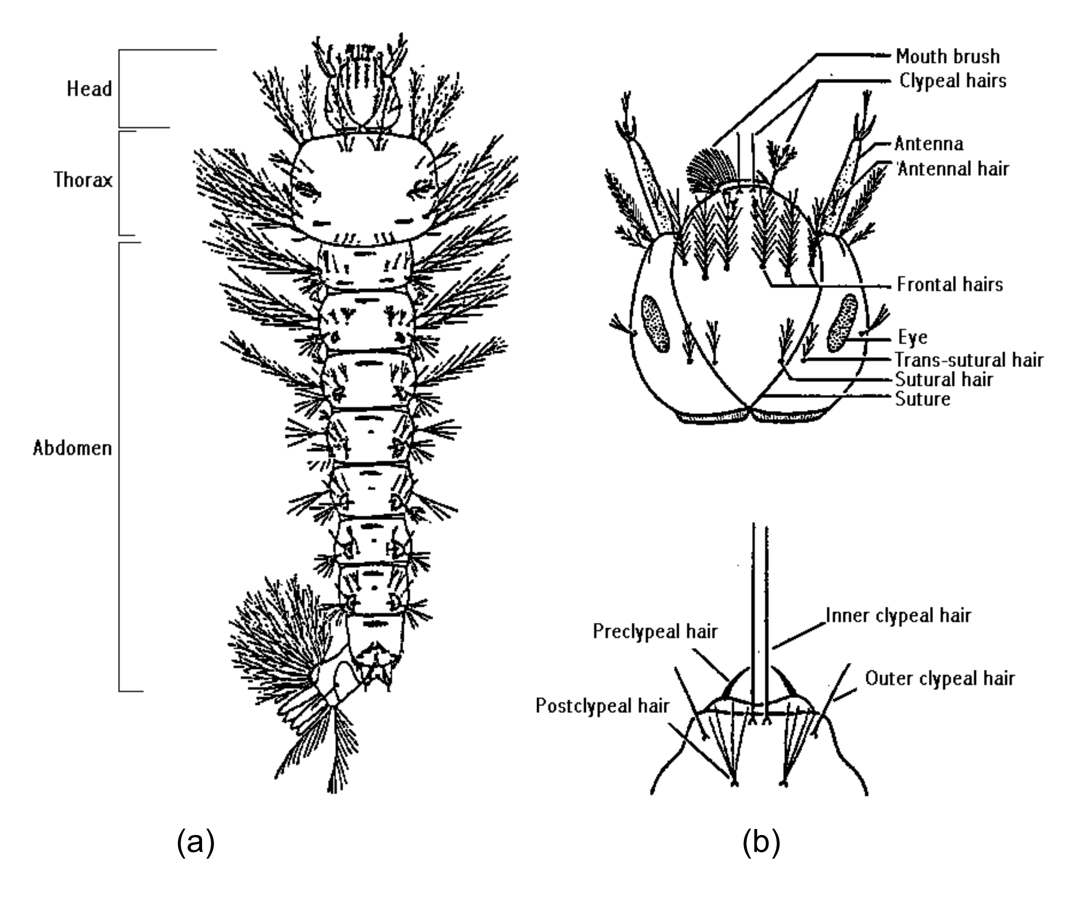


Figure 2.6 (a) Parties du corps d'une larve d'Anophéliné; (b) la tête

Thorax

Le thorax est composé de trois parties: le **prothorax**, le **mésothorax** et le **métathorax** (fig. 2.7). Les soies sur ces parties du thorax sont appelées soies prothoraciques, mésothoraciques et métathoraciques. Les surfaces inférieure et supérieure portent des soies. Sur la face inférieure du thorax, il y a 3 groupes de soies de chaque côté, chaque groupe comptant 4 soies (groupe **pleural prothoracique,** groupe **pleural mésothoracique** et le groupe **pleural métathoracique.** Ces groupes sont importants pour l'identification des espèces.

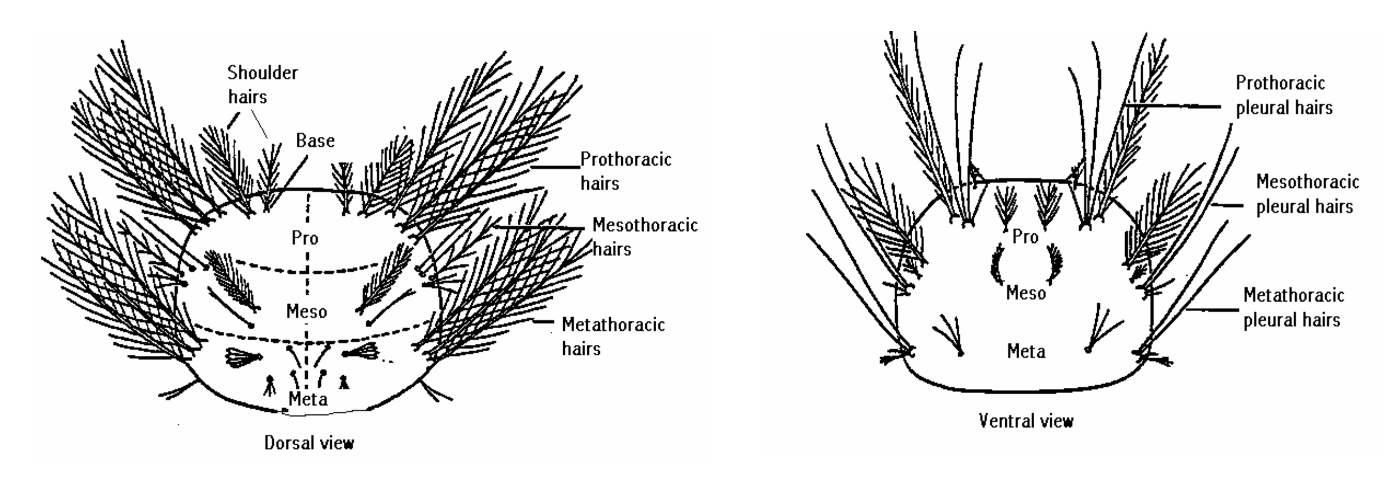
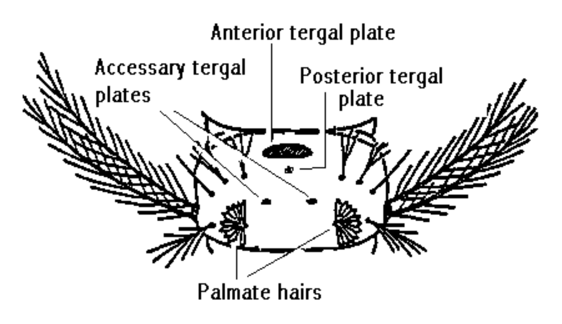


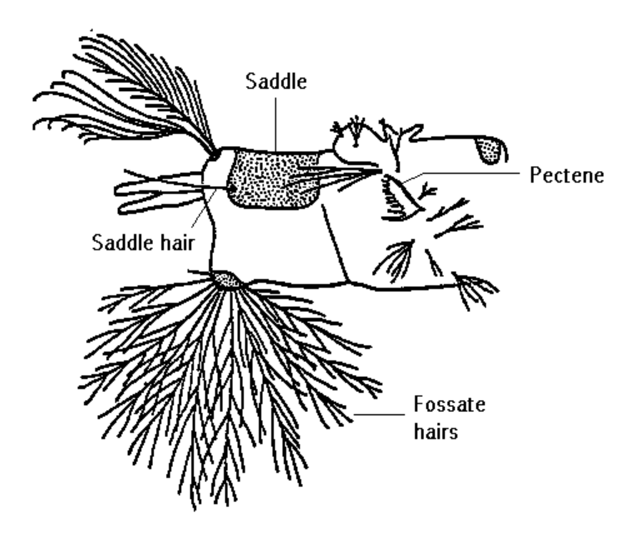
Figure 2.7 Thorax de larve d'Anophéliné (faces dorsale et ventrale)

Abdomen

L' abdomen possède 8 segments similaires et 2 segments modifiés: le 9ième segment a une paire de stigmates et le 10ème est l'anus (Fig.2.8). Des soies bien développées en forme de ventilateurs, appelés **soies palmées,** sont présentes sur les segments IV-VI et parfois aussi sur les segments I-III. Chaque segment a jusqu'à quatre **plaques tergales** sur sa face dorsale. Il y en a habituellement une paire à l'avant et une paire à l'arrière de chaque segment, en plus de deux plaques accessoires. Le 9ième segment abdominal réuni au 8iem porte les stigmates par lesquels la larve respire. Sur chaque côté se trouve aussi une **pectine**, plaque triangulaire avec des dents en forme de peigne. La partie supérieure du segment anal est occupée en grande partie par une grande plaque tergale appelée la **selle**. Des soies peuvent émerger de cette plaque ou du segment anal. Sur la face inférieure de ce segment, une série de soies constituent **la brosse ventrale**. Quatre papilles anales se détachent du segment anal.



a. Typical abdominal segment



b. Tail end of larva, side view

Figure 2.8 Segments abdominaux d'une larve d'Anopheliné

Clés d’identification et leur mode d’emploi

Des clés d’identification d’adultes et de larves d’Anophelinés ont été mises au point pour la plupart des parties du monde. Il faut d’abord s’assurer de choisir une clé taxonomique adaptée à la région concernée ou une région la plus proche possible.

Le type de clé d’identification le plus communément utilisé présente des observations regroupées par paires. Ce sont les clés dichotomiques. Dans ce type de clé, une seule des deux descriptions correspond au spécimen examiné. Vous devez décider laquelle des description correspond à votre spécimen. A l’issue de la comparaison, vous trouverez soit un nombre indiquant quelle paire utiliser ensuite, ou le nom de votre spécimen. Si vous allez à la paire suivante, choisissez la réponse correcte dans cette paire et continuez ainsi jusqu’à l’identification de l’espèce correspondant à votre spécimen.

Exemple:
Vous avez un moustique dont les ailes ont des écailles claires et sombres, les pattes sont tachetées et la moitié du proboscis est pâle. Le parcours de la clé suivante identifiera l’espèce E.

1. Ailes avec écailles sombres 2
   Ailes avec écailles sombres et claires 3

2. Pattes avec écailles sombres ....Espèce A
   Pattes avec écailles claires et sombres ....Espèce B

3. Pattes avec écailles sombres ....Espèce C
   Pattes avec écailles claires et sombres (tachetées)... 4

4. Proboscis entièrement sombre..Espèce D
   Proboscis avec écailles claires sur la moitié apicale ....Espèce E

Autres techniques d'identification d’espèce

Certaines espèces d’Anophélinés présentent une morphologie externe similaire, alors qu’elles sont cependant des espèces différentes. Ces espèces sont génétiquement apparentées. Elles sont connues sous le vocable de « **sibling species** », et sont morphologiquement regroupées dans le même **complexe**. Par exemple, dans le complexe *Anopheles gambiae*, (aussi appelé *Anopheles gambiae* sensu lato ou s.l.), il y a sept espèces différentes: *A. gambiae* sensu stricto (s.s.), *A. arabiensis, A. quadrimaculatus* espèce A, *A. quadrimaculatus* espèce B, *A. bwambae*, *A. merus*, et *A. melas*. Il n’est pas possible de différencier ces espèces en utilisant une clé d’identification basée sur la morphologie externe. Dans ce cas, on donne le nom du complexe, ici : *A. gambiae s.l.*

Les techniques généralement utilisées pour l’identification des espèces sibling, incluent l’identification cytogénétique, les techniques moléculaires, l’électrophorèse d’enzymes, et l’utilisation des hydrates de carbone cuticulaires et les croisements expérimentaux. Elles requièrent des laboratoires sophistiqués et dépassent le cadre de ce module.

Exercice 2.1
Au laboratoire, on vous montrera des spécimens d'anophèles et de culicidés aux différents stades de leur cycle biologique. Prenez votre temps et observez les échantillons conservés ou vivants pour mettre en évidence les différences à tous les stades de leur cycle.

Exercice 2.2
En utilisant une loupe binoculaire, des pinces et des aiguilles à dissection, examinez des femelles qui viennent d'être tuées et des larves préparées sur lames. Identifiez les échantillons jusqu'au niveau espèce (ou complexe d'espèce).

Unité d'apprentissage 3

Echantillonnage de vecteurs de paludisme

Objectifs d’apprentissage

A la fin de cette Unité vous devriez être capable de:

- Comprendre l’importance et l’utilisation des différentes enquêtes entomologiques
- Utiliser différentes méthodes de capture de moustiques adultes et donner leurs buts
- Décrire les méthodes de manipulation et de transport de moustiques vivants
- Transporter vivantes au laboratoire larves et pupes récoltées sur le terrain et conserver les spécimens.
- Décrire les gîtes des vecteurs de paludisme

Introduction

Les enquêtes sont un composant essentiel des programmes de contrôle des vecteurs du paludisme, des activités opérationnelles et de la recherche. Quatre principaux types d’enquêtes sont utilisés dans les études vectorielles : les enquêtes préliminaires, les observations périodiques ou de tendance, les coups de sonde et les investigations de foyers.

Enquête préliminaire

Les enquêtes préliminaires sont des enquêtes originales, de courte durée, utilisées pour rassembler les données de base en vue de **planifier** les mesures de lutte anti-vectorielle. Elles fournissent l’information sur l’identité des espèces vectorielles spécifiques, leurs habitudes trophiques et de repos, leurs densités saisonnières, leur longévité, les types de collections d’eau utilisés comme gîtes larvaires, leur sensibilité aux insecticides disponibles pour faciliter la sélection du produit selon des critères de coût-efficacité.

Observations périodiques ou de tendances

Ce sont des observations à long terme, faites régulièrement, p.ex. mensuellement ou semestriellement, dans le but de suivre et **d’évaluer** l’impact de mesures de contrôle. Elles fournissent l’information sur les changements dans les densités des vecteurs, leurs taux d’infection, leurs comportements et leurs sensibilités aux insecticides.

Coups de sonde

Ils sont réalisés dans des localités choisies au hasard. Les stations fixes souvent utilisées pour suivre les populations de moustiques peuvent ne pas être représentatives de tous les endroits. Des coups de sonde sont alors décidés dans des endroits pris au hasard **en plus des observations de routine,** pour obtenir une vue plus claire des effets des mesures de contrôle entreprises.

Investigations focales

Les investigations focales sont réalisées dans des endroits de **transmission récente ou persistante** pour savoir pourquoi il y a transmission ou pourquoi la maladie n'est pas influencée par les mesures prises et pour identifier de meilleures stratégies de contrôle.

3.1 Récolte à la main de moustiques endophiles

Beaucoup d'*Anophèles* vecteurs du paludisme se reposent à l'intérieur des maisons. La récolte à la main fournit une information sur les endroits et surfaces de repos habituels, densités au repos et changements saisonniers de densité. Elle fournit aussi des spécimens vivants pour tests de sensibilité et essais biologiques, observations sur la mortalité des moustiques dans des maisons traitées par un insecticide ou avec moustiquaires imprégnées.

Equipement

Tube d'aspiration, torche lumineuse, gobelets en carton couverts par un treillis moustiquaire, ouate, élastiques, cages à moustiques, boite de pique-nique (frigolite), chloroforme, torchons et chiffons (fig. 3.1).

Comment se servir d'un tube d'aspiration

- Mettre l'embout en bouche, tenir le tube d'aspiration à 1-2 cm du moustique.
- Approcher le tube du moustique et en même temps, aspirer doucement mais rapidement pour attirer le moustique dans le tube.
- Placer le doigt sur l'extrémité du tube pour éviter que le moustique ne s'échappe.
- Placer l'extrémité du tube, en maintenant le doigt dessus, près du trou dans la moustiquaire couvrant le gobelet. Retirer le doigt et enfoncer le tube dans le trou de la moustiquaire.
- Souffler doucement dans l'embout pour transférer le moustique dans le gobelet, et en même temps, frapper le tube avec l'index pour mobiliser les moustiques posés sur la paroi.

Ne pas capturer plus de cinq moustiques dans le tube avant de les transférer dans le gobelet.

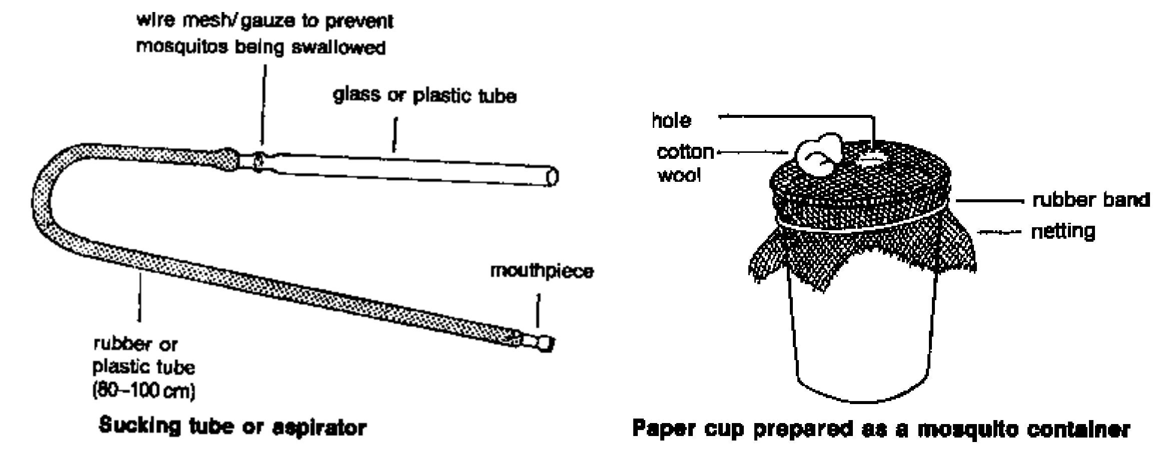


Figure 3.1 Tube d'aspiration et gobelet de carton pour capture à la main de moustiques adultes

Capture à la main de moustiques endophiles

Il faut normalement récolter les moustiques tôt le matin après que les occupants de la maison soient levés et habillés. Dans chaque village, il faut faire des captures dans au moins 10 maisons pour avoir un échantillon représentatif.

Les moustiques capturés vivants dans les maisons peuvent être conservés pendant 24 heures. Cela permettra de noter la mortalité après 24 heures, des moustiques pris dans les maisons traitées par les insecticides ou avec moustiquaires imprégnées.

Examiner toute la maison ou, si elle est trop grande, capturer pendant 15 minutes dans chaque chambre. Accorder une attention spéciale à chacune des pièces où des personnes ont dormi la nuit précédente. A l'aide d'une lampe torche, chercher les moustiques sur les parois, le plafond, derrière et sous les meubles, dans les grands récipients et sous les lits. Chercher systématiquement, en partant de la porte et en opérant un mouvement dans le sens des aiguilles d'une montre dans la maison.

Utiliser un gobelet par maison et y marquer au crayon les informations suivantes: localité, date et heure de capture, durée en minutes de la capture, numéro de la maison ou nom de l'occupant, type de construction (maison, abri pour animaux, magasin, etc.), traitement insecticide (et si oui, quand) nombre de personnes /animaux présents dans la pièce la nuit précédente et nom du captureur. On peut aussi n'indiquer sur le gobelet que le nom de la localité, la date, le numéro de la maison et le nom du captureur et utiliser un formulaire de capture (qui accompagnera le gobelet) pour noter les renseignements complémentaires.

Conserver des moustiques en vie sur le terrain

Si les moustiques doivent séjourner quelque temps sur le terrain et être gardés vivants pendant le transport, certaines précautions doivent être observées pour les maintenir en bonne forme dans les gobelets.

- Tremper des morceaux d'ouate dans une solution à 5-8% de sucre, exprimer l'excès de solution sucrée et placer l'ouate sur le treillis moustiquaire qui ferme le gobelet.
- Placer les gobelets contenant les moustiques en position verticale dans un carton ou mieux dans un bac de frigolite.
- Couvrir les gobelets avec un linge mouillé et entretenir l'humidité jusqu'à l'arrivée au laboratoire.
- Prendre garde de garder les moustiques dans un lieu non contaminé par des insecticides.
- Avant le transport, bourrer des journaux ou autre matériaux de remplissage entre les gobelets pour éviter les chocs.

Tuer les moustiques

Verser quelques gouttes de chloroforme sur un tampon d'ouate et le placer sur le treillis moustiquaire qui ferme le gobelet. Couvrir le gobelet avec un couvercle de boite de Petri en verre pour empêcher l'évaporation du chloroforme. Ne pas utiliser de boite de Petri en plastique qui risquerait d'être dissoute par le chloroforme. Respecter les mesures de sécurité pour la manipulation du chloroforme et d'autres produits chimiques potentiellement dangereux.

3.2 Capture au pyrèthre de moustiques endophiles

Cette capture implique la pulvérisation spatiale de pyréthrine à l'intérieur de la maison pour assommer les moustiques se reposant à l'intérieur et les ramasser sur des draps blancs étendus par terre ou sur toute autre surface plane de l'habitation.
Il est improbable de réussir à capturer à la main la totalité des moustiques se reposant dans la maison. Avec la capture au pyrèthre, tous les moustiques sont récupérés dans une pièce bien fermée où un fin brouillard de pyréthrine a été pulvérisé. Cette méthode de collecte permet des mesures quantitatives, y compris

- les mesures de densités endophiles (le nombre de moustiques se reposant à l'intérieur pendant la journée)
- la densité de piqûres sur l'homme (indirectement)
- les changements saisonniers dans la densité des moustiques se reposant à l'intérieur
- le nombre de moustiques restant dans une pièce donnée après capture à la main.

Equipement

Draps de coton blanc (tailles 2m x 1m, 2m x 2m et 2m x 3m); vaporisateur à main; solution de pyréthrine; kérosène; petites boîtes de Petri; gobelets de carton; loupe; pince, caisse en carton (ou mieux bac de frigolite) pour transporter les moustiques, ouate, papier filtre, lampe torche.

Les vaporisateurs à main doivent être du type double action, avec une soupape (fig.3.2). La solution de pyréthrine doit être préparée à une concentration de 0.2-0.3% dans du kérosène. Prendre les précautions d'usage en utilisant la pyréthrine et la
tenir hors de la portée des enfants.

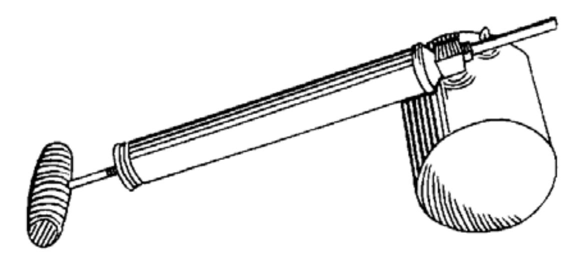


Figure 3.2 Vaporisateur à main

Préparation des pièces pour la capture au pyrèthre

Il faut une équipe de trois ou quatre personnes pour faire ce type d'opération et pour permettre la collecte dans huit à dix pièces dans chaque localité.
Pour s'assurer de déranger aussi peu que possible les moustiques qui se reposent, on prépare une pièce ou une chambre de la manière suivante

- Enlever ou couvrir tous les aliments.
- Enlever les petits objets et petits meubles.
- Couvrir les ouvertures et aérats avec des chiffons ou du treillis moustiquaire.
- Etendre les draps de manière à couvrir entièrement le sol et les surfaces planes des meubles restants. Des draps devraient aussi être étendus sous les tables, lits et autres places où les moustiques peuvent se cacher.
- Fermer portes et fenêtres.

Pulvérisation spatiale et récolte des moustiques

Un membre de l'équipe fait le tour de la pièce à l'extérieur et pulvérise les ouvertures et les trous dans les murs et sous le toit. La même personne ou une autre entre alors dans la pièce, ferme la porte et applique le spray en direction du plafond en se promenant dans le sens des aiguilles d'une montre jusqu'à ce que la pièce soit remplie d'un fin brouillard. L'opérateur doit alors sortir rapidement de la pièce et s'assurer que la porte reste fermée pendant au moins 10 minutes.
Reprendre les draps par leurs coins en commençant par le pas de la porte. Les porter dehors. Ramasser les moustiques tombés sur les draps, dehors à la lumière du jour, en utilisant des pinces. Placer les moustiques collectés dans une boîte de Petri étiquetée et garnie d'un tampon d'ouate humide recouvert d'un papier filtre. Utiliser une boîte de Petri pour chaque maison et y inscrire les informations importantes.

3.3 Capture à l'extérieur de moustiques adultes

Certains moustiques entrent dans les maisons la nuit pour piquer et se reposent à l'intérieur pendant la journée. Certaines espèces piquent à l'intérieur mais quittent la maison aussitôt après avoir piqué. D'autres espèces encore n'entrent pas dans les maisons et piquent à l'extérieur, se reposant sur la végétation, sur des surfaces rigides dans des endroits protégés comme les bords de cours d'eau ou de fossés, des trous de rochers, des fentes dans les murs, des grottes, des abris pour animaux, des troncs de grands arbres ou des termitières abandonnées.
Les données de collectes exophiles sont importantes pour évaluer l'impact de la lutte anti-vectorielle et pour fournir des informations sur les espèces se reposant habituellement à l'extérieur et sur les changements du nombre relatif de moustiques se reposant à l'extérieur suite à l'application d'insecticides et à l'utilisation de moustiquaires imprégnées dans les maisons.
La capture à l'extérieur est pratiquée sur les aires de repos naturelles décrites ci-dessus ou dans des abris spécialement construits à cette intention. Les abris artificiels ont l'avantage de concentrer les sites de collecte et fournissent des échantillonnages plus représentatifs pour un travail quantitatif.

Equipement de base

L'équipement requis pour la capture à l'extérieur est le même que celui qui a été donné pour les captures à l'intérieur. On peut y ajouter un filet à main et un filet tombant. Puisque la construction d'abris artificiels doit être réalisée pendant l'exercice de terrain, il faudra aussi prévoir un fût, deux bêches, une pioche et une hache.

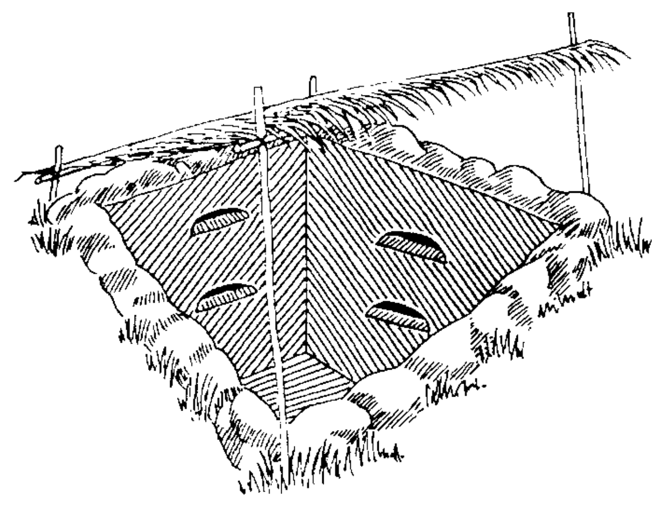


Figure 3.3 Abri-tranchée avec toit

Méthodes de collecte à l'extérieur

Le matériel utilisé pour capturer les moustiques se reposant sur la végétation comporte un tube d'aspiration, un filet à main ou un filet tombant. Les anophèles qui normalement de reposent sur des surfaces solides, peuvent être récoltés à l'aide du tube d'aspiration dans des abris naturels ou artificiels. Ces derniers peuvent consister en de grands fûts ou boîtes, placés au bords de surfaces aquatiques ou dans des tranchées creusées dans le sol (fig. 3.3). Des abris artificiels bien placés recueillent généralement plus de moustiques que l'environnement naturel.
Le filet à main est utilisé pour capturer les moustiques se reposant sur la végétation (fig. 3.4). La manière correcte de s'en servir est de le passer au sommet d'herbes hautes ou tout près du sol, autour d'arbustes.

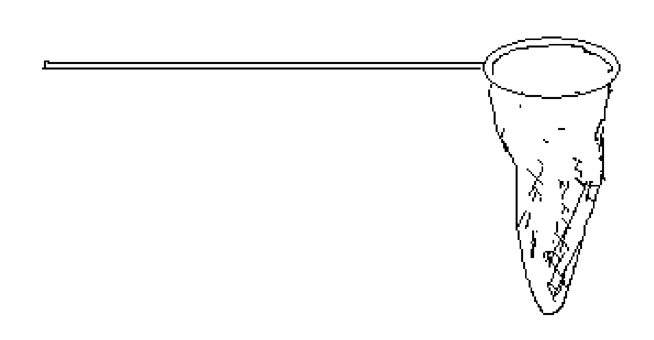


Figure 3.4 Filet à main

S'assurer que toutes les informations soient consignées: type d'abri, nombre de collectes, et le temps total passé pour la collecte..

3.4 Captures directes de moustiques sur appâts

Pour leurs repas sanguins, les moustiques femelles sont attirées par les hommes et/ou par les animaux. Le nombre de vecteurs piquant l'homme est donc un déterminant majeur de la transmission du paludisme. Il est important de savoir

- quelles espèces d'anophèles piquent l'homme ou au contraire, les animaux
- parmi celles qui piquent l'homme, lesquelles sont vecteurs du paludisme
- avec quelle fréquence une personne est-elle piquée par un vecteur
- le vecteur pique-t-il à l'intérieur ou à l'extérieur
- à quel moment a-t-il son maximum d'activité
- quelles sont les variations saisonnières du nombre de moustiques qui piquent l'homme.

Equipement nécessaire

Tube aspirateur, lampe torche, gobelets de carton fermés par un treillis moustiquaire, réveil, pieux en bois et corde (pour attacher l'animal servant d'appât), marteau, ouate, boite en carton ou bac de frigolite.

Appâts humains

Les hommes servant d'appâts doivent prendre une prophylaxie appropriée et efficace pour éviter de contracter le paludisme pendant la capture des moustiques qui viennent piquer. De plus, il n'est pas nécessaire de laisser les moustiques piquer ; ils devraient être capturés dès qu'ils se posent sur la peau, car on peut supposer qu'une fois posés, la piqûre va suivre. Ce sont des taux d'atterrissages qui devraient être mesurés plutôt que des taux de piqûre. Bien que la capture des moustiques sur appâts humains soit utile comme mesure directe du taux de piqûre sur l'homme, il y a des objections éthiques à cause du risque d'infection des sujets servant d'appâts. Il faudra tenir compte de cette préoccupation et obtenir une permission du comité d'éthique avant d'utiliser cette technique. Nous recommandons d'en éviter l'usage sauf en cas d'absolue nécessité, vu qu'il existe d'autres méthodes relativement sûres qui peuvent donner des estimations rapprochées du taux de piqûre sur l'homme. Ces techniques seront décrites dans les paragraphes suivants.

Si possible, sélectionner une maison avec le plus grand nombre de cas de paludisme. Un captureur-appât s'assied à l'extérieur et un autre à l'intérieur. Ils changent de place toutes les heures. Les collectes durent souvent toute la nuit (si nécessaire) ou une partie de la nuit. Des équipes de captureurs peuvent se relayer au cours de la nuit.

Se vêtir de manière à découvrir ses jambes jusqu'aux genoux et s'asseoir calmement. Lorsque l'on sent une piqûre, orienter vivement la lampe torche pour capturer le moustique[1]1 avec le tube aspirateur et le transférer dans le gobelet. Un gobelet est utilisé pour chaque heure de capture. Ne pas fumer pendant la capture.

Autre possibilité, une personne sert d'appât et l'autre de captureur. La personne servant d'appât est assise ou couchée dans un endroit tranquille dans ou hors de la maison, suivant les circonstances, vêtue de façon à exposer autant de surface cutanée qu'il est acceptable. Le captureur surveille et capture les moustiques en train de piquer toutes les deux ou trois minutes.

Noter les habitudes de sommeil des habitants ; on utilisera cette information pour étudier le lieu de contact maximum homme-vecteur (dans ou hors de la maison) et le nombre de piqûres reçues en une nuit dans chaque site étudié.

Appâts animaux

Les captures sur appâts animaux sont effectuées normalement dans les mêmes endroits et au même moment que les captures sur appâts humains. Avant le coucher du soleil, sélectionner un animal domestique du village, généralement une vache. Le site de capture devrait se trouver près de l'endroit où l'animal passe habituellement la nuit. Attacher l'animal fermement et l'examiner toutes les deux ou trois minutes pour capturer tous les anophèles trouvés. Conserver les moustiques capturés dans un gobelet séparé pour chaque heure de capture.

3.5 Capture dans des moustiquaires pièges avec appât

Les objectifs de ce type de capture sont les mêmes que pour les méthodes décrites précédemment. Les moustiquaires pièges avec appâts animaux fournissent en général plus de moustiques que les captures directes sur animaux ; mais pour les moustiquaires avec appâts humains, c'est le contraire. C'est la raison pour laquelle les collectes nocturnes de moustiques sont faites classiquement par capture directe sur appât humains à l'intérieur ou à l'extérieur et par moustiquaires pièges avec appât animal à l'extérieur.

---

[1] A moins d'être un entomologiste très expérimenté, capturer tous les moustiques et trier les anophèles après plutôt que pendant la capture !

Equipement

Tube d'aspiration, lampe torche, gobelets avec fermeture moustiquaire, ouate, serviettes, boîte isolante frigolite, réveil, deux lits de camp, deux petites moustiquaires avec cadre pour les fixer sur les lits de camp, deux moustiquaires pièges pour appât humain et une pour appât animal, pieux en bois et corde (pour attacher les animaux), marteau, pieux et ficelle (pour fixer les moustiquaires pièges), et une aiguille et du fil (pour les réparer).

Capture dans les moustiquaires pièges avec appât humain

Les captures directes sur appâts humains sont souvent déconseillées pour des raisons éthiques d'exposition au risque d'infection paludique. S'il y a un problème éthique à utiliser des appâts humains, vous devez trouver une autre méthode de capture qui donne un échantillon représentatif de la population vectorielle qui piquerait les hommes.

Une technique utilise deux moustiquaires disposées l'une dans l'autre dans une chambre à coucher. Fixer la première autour du lit de camp pour protéger la personne qui sert d'appât (fig.3.5). Le bas de la deuxième moustiquaire est tendu et fixé à des piquets de manière à rester à 20 cm du sol. Au coucher du soleil, entrer dans le piège, s'allonger sur le lit et régler le réveil pour qu'il sonne après 1 heure. Lorsque le réveil sonne, capturer tous les moustiques qui sont dans le piège. La durée de cette collecte ne devrait pas prendre plus de 10 minutes. Retourner sur le lit et répéter la procédure pendant toute la nuit.

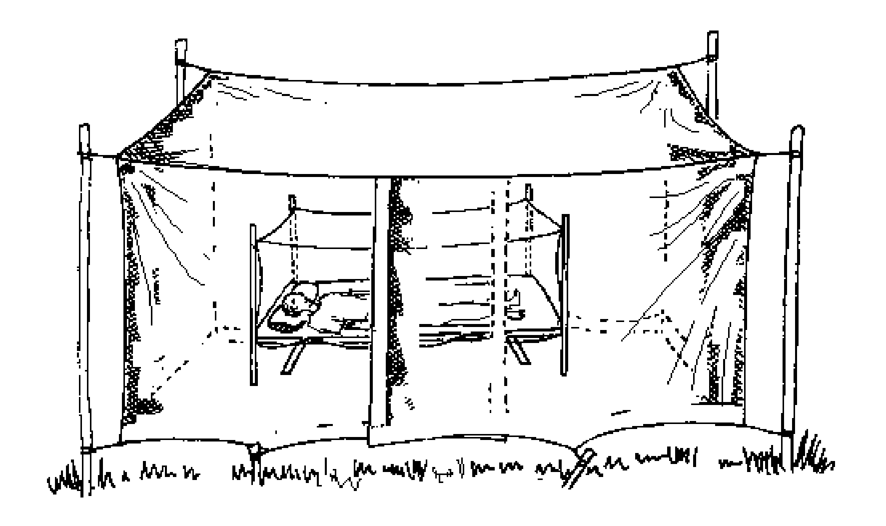


Figure 3.5 Moustiquaire piège avec appât humain

Capture au moyen de pièges lumineux du type CDC avec appât humain

Un piège lumineux CDC (Centre for Disease Control) pourvu d'une lampe à incandescence est installé à 1,5 m du sol, au pied d'un lit pourvu d'une moustiquaire non traitée. Le « dormeur » est sous la moustiquaire, à l'endroit habituel de son lieu de repos, seul dans la maison. Les moustiques qui entrent dans la chambre pour le piquer seront attirés par la lumière du piège et capturés. Ils seront collectés le lendemain matin

Captures à l'aide de la moustiquaire piège avec appât animal.

Une moustiquaire piège avec un animal comme appât est placée près de l'endroit où l'animal passe habituellement la nuit. Ces systèmes ne sont utilisés qu'à l'extérieur. La moustiquaire piège (fig.3.6) est semblable à celle utilisée avec un appât humain. L'animal doit être convenablement attaché pour éviter qu'il ne se libère et n'endommage la moustiquaire ou ne se blesse.

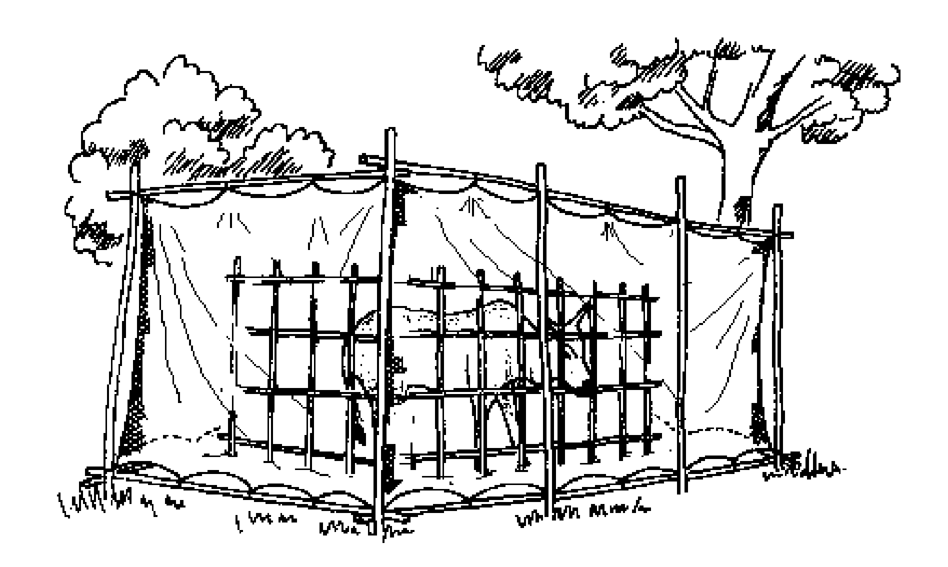


Figure 3.6 Moustiquaire piège avec appât animal

S'il doit y avoir plusieurs séances de capture au même endroit, un petit enclos peut être construit pour contenir l'animal. Placer l'animal dans le piège au coucher du soleil et collecter les moustiques toutes les trois heures.

3.6 Méthodes de collecte de larves et de pupes

Où chercher les larves et les pupes d'anophèles

Chaque type de moustique préfère pondre ses œufs dans une collection d'eau particulière. Certains pondront leurs œufs seulement dans de l'eau de source claire, a l'ombre, d'autres dans de l'eau saumâtre, d'autres encore se contenteront des petites quantités d'eau contenues dans des empreintes de pas.

Il peut être important pour un programme de connaître les gîtes préférés des anophèles qui transmettent le paludisme dans la région, les densités de larves et de pupes qui s'y trouvent. La collecte dans différents sites dans une région permettra de déterminer les espèces présentes, les gîtes larvaires préférés de chaque espèce et de vérifier l'efficacité d'un programme de contrôle des vecteurs.

Pour identifier les gîtes préférés, il est essentiel d'être systématique et d'examiner tous les gîtes possibles, même ceux qui sont difficiles d'accès. Ceci permettra de déterminer les types de gîtes potentiels des moustiques anophèles.

Les gîtes potentiels sont constitués par

- Petites flaques d'eau de pluie, empreintes de pas, caniveaux et fossés, où l'entièreté de la surface de l'eau devrait être examinée ;

- Etendues d'eau saumâtre, p.ex. aux endroits où l'eau douce et salée se mélangent ;
- Rivières, avec une attention particulières pour les rives où il y a de la végétation et où l'eau coule plus lentement ;
- Etangs, bassins et lacs, où les larves sont plus souvent trouvées sur les bords, dans la végétation, ou bien loin des bords s'il y a des plantes flottantes ;
- Les marécages et bas-fonds, où les larves se trouvent aux mêmes endroits que dans les lacs et étangs ;
- Endroits spéciaux, comme les puits et les citernes, où toute la surface doit être examinée.

Quelle que soit la méthode utilisée pour la collecte, les gîtes larvaires doivent toujours être approchés avec précaution, face au soleil : si les larves sont dérangées par l'ombre ou le mouvement de l'eau, la plupart se sauveront au fond de l'eau et disparaîtront de la vue. Il faudra alors attendre plusieurs minutes avant qu'elles ne reviennent à la surface.

Equipement de base

Louche, filet à larves, grand plateau, pipette, tubes bouchés pour les spécimens, solution d'alcool à 70%, ouate, crayon, allumettes ou briquet. Si des larves vivantes sont nécessaires, pour des tests d'insecticides, il faudra aussi des bouteilles plus grandes ou des thermos à large ouverture .

Utilisation de la louche

Une louche en métal blanc émaillé est préférable, le blanc rendant les larves plus visibles (fig. 3.7).

- Plonger la louche doucement dans l'eau en faisant un angle de 45°, jusqu'à ce qu'un bord soit juste sous la surface.
- Pendant ce geste, il faut faire attention de ne pas déranger les larves et de ne pas les faire disparaître au fond. Si elles ont été dérangées, attendre une minute ou deux et continuer la récolte.
- Se déplacer le long du gîte, en effleurant la surface de l'eau avec la louche.
- Sortir la louche de l'eau en faisant attention de ne pas renverser l'eau contenant les larves et les pupes.
- Garder la louche immobile jusqu'à ce que les larves et les pupes viennent à la surface de l'eau.
- Aspirer les larves et les pupes à l'aide d'une pipette et les transférer dans un flacon ou un tube.
- Ne pas rejeter l'eau restante dans le gîte, pour ne pas déranger les larves et les pupes qui s'y trouvent encore.
- Compter le nombre de prélèvements pour calculer la densité larvaire dans chaque type de collection d'eau. La **densité larvaire** dans chaque gîte peut être appréciée par le nombre de larves aux stades 3 et 4 de chaque espèce récolté par prélèvement (ou par 100 prélèvements si la densité est basse). Noter aussi le temps passé (en minutes) à prélever dans chaque gîte.

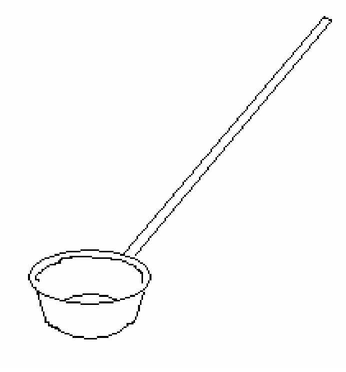


Figure 3.7 Louche

Utilisation du filet à larves

Le filet pour récolter les larves et pupes dans les étangs et les lacs consiste en un filet à fines mailles qui possède un flacon ou un tube en plastique attaché à une extrémité et qui est monté sur un manche en bois (fig. 3.8). Pour prélever les larves et pupes, plonger le filet à angle droit et le mouvoir dans l'eau. Les larves et pupes sont entraînées dans le filet et se rassemblent dans le flacon ou le tube.

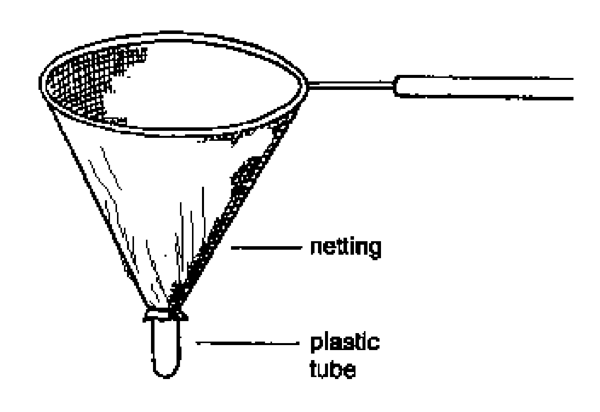


Figure 3.8 Filet à larves

On peut aussi utiliser un filet simple, sans flacon ou tube attaché. Après le ramassage, le filet sera retourné dans une cuvette d'eau et son contenu transféré. L'eau de la cuvette sera alors examinée pour rechercher les larves et les pupes qui sont reprises à la pipette et mises dans un flacon.

Le filet utilisé pour les puits est semblable au filet à larves, mais il n'a pas de manche en bois. Il est tenu à angle droit par quatre ficelles et manipulé par une longue corde.

3.7 Transport de larves et pupes vivantes

Placer tous les spécimens d'un même gîte dans une bouteille avec une étiquette. (l'étiquette doit être écrite au crayon et glissée dans la bouteille). Ne pas écrire au crayon à bille, car l'encre se dissout dans l'eau.
Les larves et pupes capturées doivent arriver au laboratoire en bon état. Boucher hermétiquement chaque flacon pour que l'eau ne s'en échappe pas. Laisser un ou deux cm d'air au dessus de l'eau pour permettre aux larves de respirer. S'il y a trop d'air, l'eau sera plus agitée pendant le transport, ce qui risque de les endommager (en particulier perte de soies). Si la durée du trajet dépasse 2 à 3 heures, enlever les bouchons et les remettre pour renouveler l'air.
Emballer les flacons avec précaution pour qu'ils ne puissent pas être secoués pendant le transport. Si les larves doivent être employées à des tests insecticides, elles doivent être transportées dans de grandes bouteilles ou flacons à large ouverture.

3.8 Tuer et conserver larves et pupes

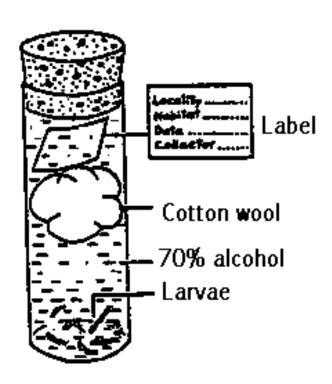


Figure 3.9 Conserver les larves en tubes (flacons)

- Tenir pendant 30 à 60 secondes, le flacon contenant les larves au dessus de la flamme d'un tampon d'ouate imbibé d'alcool et placé sur une pierre. On peut aussi transférer les larves dans de l'eau chaude (50 à 70°) en utilisant une pipette.
- Enlever le plus d'eau possible en inclinant prudemment le flacon sans entraîner les larves.
- Ajouter de l'alcool à 70% (éthanol) dans le flacon.
- Mettre un tampon d'ouate dans le flacon.
- Préparer une étiquette portant les informations suivantes écrites au crayon (ne pas utiliser de plume) : localité, type de gîte, nombre de prélèvements, temps passé en minutes, date de la collecte, et nom du récolteur.
- Placer l'étiquette à l'intérieur du flacon, au dessus du tampon d'ouate.
- Fermer hermétiquement (fig. 3.9).

Exercice 3.1

Au laboratoire, pratiquer les techniques suivantes :

- A l'aide d'un tube d'aspiration, prélever tous les moustiques adultes d'une cage et les mettre dans un gobelet en carton.
- Prélever des larves et des pupes vivantes à l'aide d'une pipette compte-gouttes et les placer dans des tubes.
- Tuer larves et pupes et les traiter de manière à les conserver.

Unité d'apprentissage 4

Tests de sensibilité et tests biologiques

Objectifs d'apprentissage

A la fin de cette Unité, vous devriez être capable de :

- déterminer le niveau de la résistance aux insecticides d'une population de vecteurs
- déterminer le niveau d'efficacité résiduelle d'un film d'insecticide sur une surface traitée après un délai déterminé

Une des plus importantes raisons de collecter des échantillons des populations vectorielles est de déterminer leur susceptibilité aux insecticides. Lorsque des insecticides sont utilisés dans des programmes de contrôle, il est important de vérifier de temps à autre la sensibilité des moustiques cibles aux produits employés. L'efficacité résiduelle (rémanente) des insecticides employés doit aussi être mesurée à des intervalles de temps déterminés après l'application. Cette Unité vous apportera les connaissances nécessaires pour effectuer ces activités.

4.1 Tests de sensibilité

Résistance physiologique aux insecticides

Les tests de sensibilité sont effectués pour déterminer la proportion de la population de vecteurs qui est physiologiquement résistante à un insecticide particulier. **La résistance physiologique** aux insecticides a été définie comme « la capacité d'une population d'insectes à tolérer des doses d'insecticides qui seraient létales pour la majorité des individus dans une population normale de la même espèce ».
L'efficacité des pulvérisations intra-domiciliaires dépend, entre autres, de la proportion de vecteurs qui se reposent sur la surface traitée et de la sensibilité des vecteurs à l'insecticide utilisé. Il est donc important de suivre le développement et l'extension de la résistance aux insecticides d'une population vectrice particulière.

Equipement

Kits pour tests de sensibilité (comprenant des tubes d'exposition, des anneaux de cuivre et d'argent, des papiers filtres imprégnés d'insecticide, des papiers de contrôle imprégnés d'huile, des tubes d'aspiration), thermomètres, psychromètres, boite en bois percée de grands trous d'aération, serviettes, ouate, gobelets en carton fermés par un treillis moustiquaire, élastiques, marqueurs ou crayons gras, cage à moustique.

Méthode pour déterminer la sensibilité de moustiques adultes

La méthode OMS standard consiste à mesurer la mortalité d'un nombre de femelles d'anophèles d'une espèce connue, exposées dans des tubes spéciaux, à des papiers filtres imprégnés avec une concentration létale (dite **dose discriminante**) d'un insecticide dissous dans de l'huile minérale.

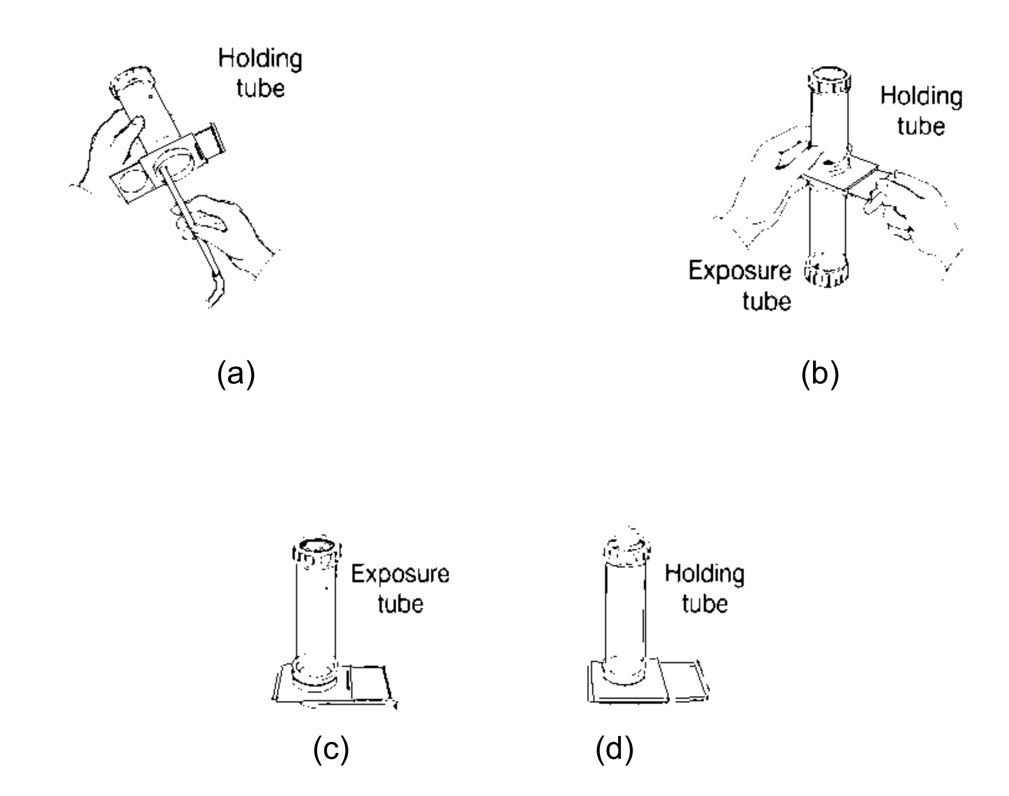


Figure 4.1 Méthode pour déterminer la sensibilité de moustiques adultes

- Récolter autant de moustiques que possible au moyen d'un aspirateur.
- Transférer 15-25 moustiques nourris dans un tube de plastique spécial tapissé de papier filtre sans insecticide (tube de base) (fig. 4.1a).
- Connecter un tube de plastique tapissé de papier filtre imprégné d'huile minérale (tube contrôle) avec le tube de base contenant les moustiques et transférer ceux ci à travers l'ouverture entre les deux tubes (fig.4.1b); transférer le même nombre de moustiques dans un tube de plastique tapissé d'un papier filtre imprégné d'insecticide (tube test). Les papiers filtres sont tenus contre la paroi par des anneaux spéciaux. Utiliser des tubes d'aspiration séparés pour les manipulations des tubes contrôle et des tubes tests pour éviter les contaminations.
- Fermer la glissière et laisser les tubes test et contrôle en position verticale pendant le temps réglementaire, généralement une heure. (fig. 4.1c).
- Après la période d'exposition, transférer les moustiques dans le tube de base qui devrait être laissé en position verticale pendant 24 heures, avec un tampon d'ouate humide posé sur l'extrémité fermée par une moustiquaire et dans une caisse en bois munie de grands trous d'aération, recouverte d'une serviette humide (fig.4.1 d); il faut surveiller l'humidité et la température dans la boîte.
- Compter les moustiques morts par suite du contact avec l'insecticide et ceux morts dans le tube contrôle à la fin de la période de récupération.

Il faudra répéter l'expérience quatre fois pour calculer le % de mortalité dans les tubes de contrôle et les tubes tests. .
Les taux de mortalité sont
Mortalité des contrôle C = (nombre de moustiques morts) / (nombre total de moustiques) dans le tube contrôle
Mortalité après exposition E = (nombre de moustiques morts) / (nombre total de moustiques) dans le tube avec insecticide
Si la mortalité des contrôles est comprise entre 5% et 20%, la mortalité après exposition doit être corrigée en utilisant la formule suivante (formule de Abbott):

Mortalité d'exposition corrigée (%) = $\left(\frac{E-C}{100-C}\right)\cdot 100$

où E est la mortalité observée chez les exposés exprimée en % et C est la mortalité chez les contrôles exprimée en %.
Par exemple, si la mortalité des contrôles C est de 10% et la mortalité des exposés E est de 40%, la mortalité d'exposition corrigée est de [(40 – 10)/100 – 10)] * 100 = 33% . Si la mortalité des contrôles est supérieure à 20%, l'expérience n'est pas valable.

4.2 Tests d'efficacité biologique

L'efficacité résiduelle d'un insecticide sur une surface traitée est déterminée par des tests d'efficacité biologique. On observe la mortalité de moustiques cibles exposés à des surfaces traitées par un insecticide quelques semaines ou quelques mois auparavant. La technique peut aussi être utilisée pour évaluer la qualité de la pulvérisation elle-même, ou pour mesurer l'efficacité résiduelle de l'insecticide sur des moustiquaires imprégnées. Elle peut aider à décider du moment de la ré-imprégnation et aussi et à évaluer la qualité d'un traitement.

Equipement

Kits pour bio tests (cônes de plastique, ruban adhésif de mousse, tubes d'aspiration courbés et normaux), papier cartonné, petits clous, marteau, ouate, gobelets de carton fermés par une moustiquaire, élastiques, marqueurs, cage à moustique, caisse en bois percée de grands trous d'aération, serviettes. Le cône de plastique et le tube d'aspiration courbe sont illustrés à la fig.4.2.

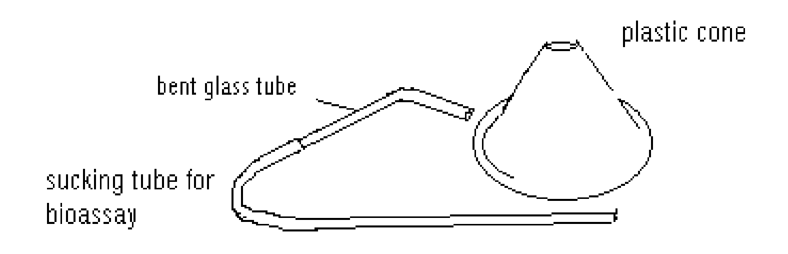


Figure 4.2 Cône de plastique et tube d'aspiration courbe pour bio-tests

Efficacité résiduelle de l'insecticide sur la surface traitée

- Garnir le bord du cône de plastique du ruban adhésif de mousse.
- Clouer le cône sur la surface traitée (fixer des cônes à trois hauteurs différentes).
- Clouer un carton sans insecticide sur la paroi traitée et fixer un cône sur le carton, comme témoin.
- Transférer 10 moustiques (de préférence une souche sensible, provenant d'un insectarium) dans chaque cône et placer un tampon d'ouate dans l'ouverture du cône (utiliser des tubes d'aspiration différents pour les cônes témoins).
- Après un temps d'exposition déterminé (en général 30 minutes), retirer prudemment les moustiques et les transférer dans des gobelets séparés et étiquetés.
- Compter le nombre de morts ou de « knocked down » (assommés) à la fin de la période d'exposition. Ne pas éliminer les moustiques inanimés, car ils peuvent récupérer.
- Placer un tampon d'ouate humide au sommet des gobelets et placer ceux-ci dans la caisse en bois et les recouvrir d'un linge humide.
- Compter les morts après 24 heures et calculer le % de mortalité dans les gobelets tests et les gobelets témoins.
- Répéter l'expérience sur des parois différentes (dans la même maison) et dans différentes maisons ou surfaces qui sont représentatives de l'échantillon. Dans chaque expérience, utiliser le même nombre de moustiques pour les exposés et les témoins.
- Si la mortalité chez les témoins est comprise entre 5% et 20%, la mortalité des gobelets tests devra être corrigée en utilisant la formule d'Abott. Si la mortalité chez les témoins dépasse 20%, l'expérience n'est pas valable.

Efficacité résiduelle de l'insecticide sur les moustiquaires de lit

La procédure du test biologique pour les moustiquaires de lit imprégnées d'insecticides est similaire à la procédure décrite pour les parois traitées, sauf que le cône est appliqué sur le tissu au moyen d'un élastique et les moustiques ne sont exposés que pendant 3 minutes.

Exercice 4.1

Tests de sensibilité : on vous procurera au laboratoire des femelles d'anophèle gorgées vivantes. Par groupes de deux préparer les tubes de base et y introduire 15 moustiques gorgés. Ensuite, la moitié des groupes prépare les tubes témoins et l'autre moitié des tubes d'exposition. Quand tous les tubes sont préparés, tous les groupes devront transférer les moustiques du tube de base vers les tubes témoins et d'exposition et de mettre une étiquette portant le numéro du groupe indiquant s'il s'agit d'un tube contrôle ou d'un tube d'exposition, ainsi que l'heure. Après 1 heure d'exposition, retransférer les moustiques vers les tubes de base pour une observation de 24 heures, après quoi les résultats de tous les tubes seront rassemblés pour calculer les taux de mortalité.

Exercice 4.2

Tests d'efficacité biologique : comme dans l'exercice 4.1, travaillez par deux. La moitié des groupes installera les cônes sur des moustiquaires traitées et l'autre moitié sur des moustiquaires non traitées. Chaque groupe transférera 10 femelles gorgées dans les cônes et après 3 minutes, les moustiques seront retirés et placés dans des gobelets de carton pour une observation de 24 heures. Les résultats seront, ici aussi, regroupés pour calculer les taux de mortalité.

Unité d'apprentissage 5

Incrimination du vecteur et contrôle du paludisme

Objectifs d'apprentissage

A la fin de cette unité, vous devriez être capable de:

- Décrire les méthodes utilisées pour incriminer les vecteurs du paludisme
- Identifier les indicateurs entomologiques de la transmission du paludisme
- Calculer les indicateurs entomologiques associés aux habitudes de repos, habitudes trophiques, contact homme-vecteur et taux d'inoculation entomologique des vecteurs du paludisme
- Mesurer les composants du modèle de la capacité vectorielle et comprendre son utilité pour le contrôle du paludisme
- Interpréter les mesures entomologiques et leur implication dans le contrôle des vecteurs du paludisme

Dans l'unité 1, vous avez brièvement vu les dynamiques de transmission du paludisme et le rôle de l'entomologie dans l'étude et le contrôle de la maladie. Dans l'unité 3, vous avez abordé les méthodes de collecte d'échantillons utilisées en entomologie. Dans cette unité, vous verrez comment les informations données dans les deux unités précédentes convergent pour mettre en cause un vecteur et conduire à des approches potentielles de contrôle.

5.1 Incrimination du vecteur

Les composants entomologiques utilisés pour incriminer un vecteur sont, entre autres :
1. La présence, l'abondance et le pourcentage de moustiques d'une espèce donnée infectés de sporozoïtes
2. L'age et la parité du vecteur
3. Les habitudes nutritionnelles du vecteur
    - Ou un moustique pique-t-il ?
    - Quand un moustique pique-t-il ?
    - Quel hôte préfère-t-il piquer ?

Partant de ces données, vous pouvez calculer et comparer plusieurs indicateurs entomologiques
4. Taux de piqûre sur l'homme
5. Habitudes de repos
6. Longévité
7. Infectivité
8. Indice d'anthropophilie
9. Taux d'inoculation entomologique
10. Capacité vectorielle

5.2 Techniques utilisées pour incriminer un vecteur

La détermination de l'état abdominal ou des stades de la digestion du sang chez les vecteurs capturés est un composant important dans les études d'incrimination de vecteur. Souvent vous devez savoir quand un moustique a piqué, combien de temps demande la digestion du sang, le développement des œufs, la ponte et à quel moment il retourne prendre un nouveau repas. Ce sont des éléments importants pour calculer la capacité des vecteurs à transmettre le paludisme (voir plus loin). Pour l'étude de la longévité du vecteur et de l'âge d'une population de vecteurs, la dissection des **ovaires** est essentielle. Pour apprécier la proportion de vecteurs infectants (le taux d'infection chez les vecteurs) il faut disséquer les **glandes salivaires** et les examiner au microscope pour rechercher la présence de sporozoïtes.

Dans cette Unité vous apprendrez ces techniques

Organes importants du moustique femelle

Avant de disséquer un moustique adulte, il est essentiel de connaître son anatomie. La fig. 5.1 montre les organes internes d'un moustique femelle comme ils apparaîtraient sur un moustique en coupe verticale, reposant sur le ventre.

- Les glandes salivaires sont situées dans le thorax, elles se rejoignent dans la tête au niveau du conduit salivaire.
- L'estomac est dans l'abdomen, avec, au dessous de lui, les tubes de Malpighi.
- Les ovaires sont situés de part et d'autre de l'estomac, dans la partie postérieure de l'abdomen; les oviductes provenant de chaque ovaire se rejoignent au niveau de l'ampoule pour former un oviducte commun auquel est attachée une spermathèque unique.

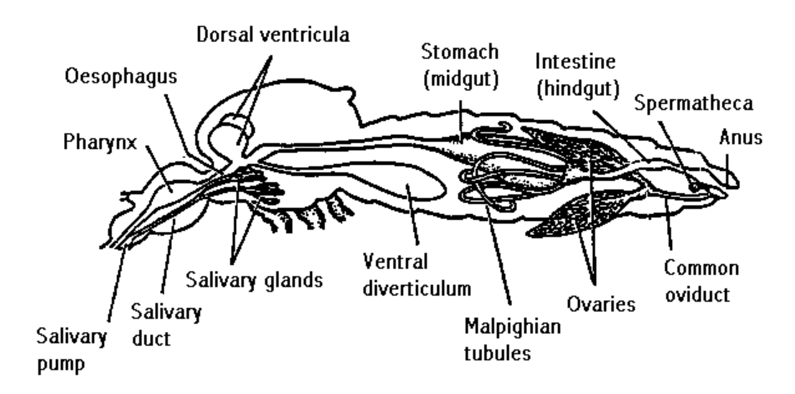


Figure 5.1 Anatomie interne d'un moustique femelle.

Reconnaître les stades de la digestion du sang.

On étudie les différents aspects de l'abdomen de l'anophèle femelle résultant, à la fois, de la digestion du sang et du développement des ovaires. Chez les anophèles, la maturation de l'ovaire (développement des œufs) et la digestion du repas de sang prennent le même temps : à mesure que le sang est digéré, les ovaires se développent. Sur base de l'aspect de son abdomen, un anophèle femelle peut être classée en **fraîchement gorgée**, **semi-gravide** ou **gravide** (fig. 5.2).

- A jeun: L'abdomen est très plat.

- Gorgée: L'abdomen apparaît rouge clair ou sombre à cause du sang ingéré. Les ovaires occupent une petite place à l'extrémité de l'abdomen, ils ne sont pas rouges et concernent deux segments sur la face ventrale et, tout au plus, 5 segments sur la face dorsale.

- Semi-gravide: Le sang est de couleur sombre—presque noir—et occupe 3 ou 4 segments sur la face ventrale et 6 or 7 sur la face dorsale de l'abdomen dont les ovaires occupent la plus grande partie.

- Gravide: Le sang est réduit à une petite tache sombre sur la face ventrale. Les ovaires occupent le reste de l'abdomen.

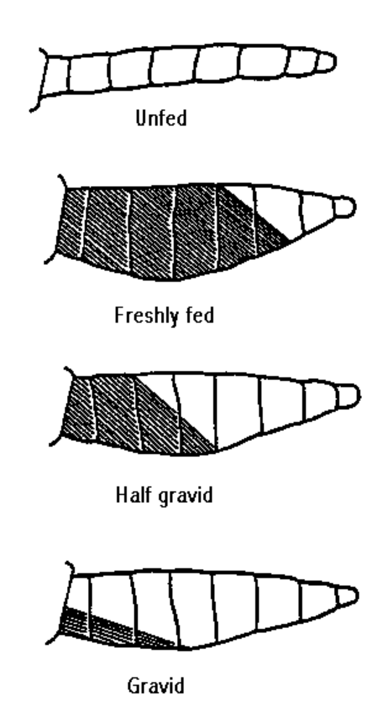


Figure 5.2 Aspects de l'abdomen chez un anophèle femelle

Dissection des ovaires et détermination de la parité

Equipement nécessaire à la dissection: Loupe binoculaire (microscope stéréoscopique), microscope, aiguilles à dissection, pinces fines, lames porte-objet, compte gouttes, eau distillée.

Dissection d'un moustique femelle pour examen des ovaires en vue d'une détermination de la parité.

La détermination de la parité se fait par dissection des ovaires .Leur examen permet de reconnaître une femelle **pare** (qui a déjà pris un repas de sang au moins une fois et pondu au moins une fois)) d'une **nullipare** (qui n'a pas encore pris de repas de sang ni pondu).

Seules les femelles qui sont à jeun ou qui viennent de prendre un repas peuvent servir pour cette méthode de détermination de la parité. Pour disséquer les ovaires, procéder comme suit :

- Tuer la femelle, enlever pattes et ailes.
- Placer le moustique sur une lame et ajouter une goutte d'eau distillée.
- Une aiguille tenant le thorax, avec l'autre aiguille, tirer de la main droite le bout de l'abdomen pour le séparer du reste du corps. Les ovaires sortent alors de l'abdomen (fig. 5.3).
- Couper l'oviducte commun et séparer les ovaires du reste du moustique.
- Transférer les ovaires dans une goutte d'eau distillée sur une autre lame et laisser sécher.

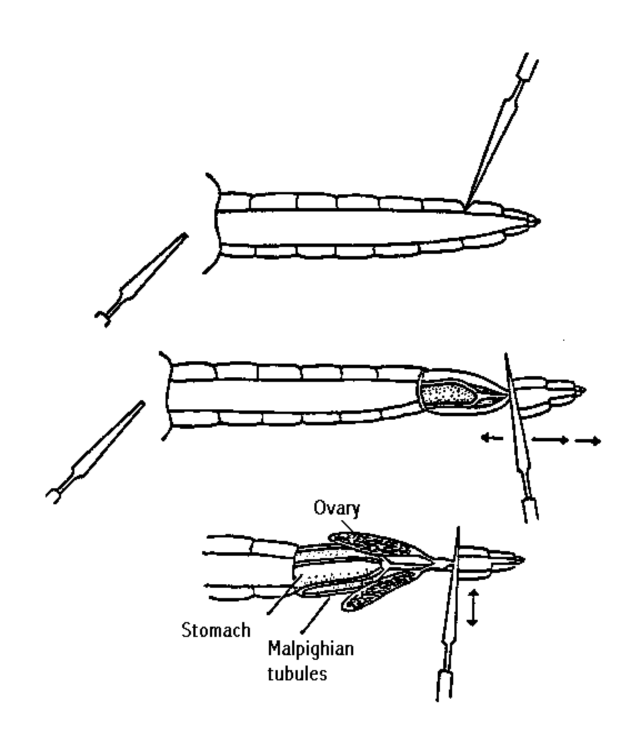


Figure 5.3 Dissection des ovaires

Reconnaître les ovaires nullipares des pares

- Examiner les ovaires séchés sous le microscope, en utilisant l'objectif 10X et si nécessaire, confirmer à l'objectif 40X.
- Les femelles dont les ovaires ont des trachéoles en pelotes sont nullipares (fig. 5.4).
- Celles dont les ovaires ont des trachéoles étirées sont pares.
- Chez certaines femelles, tous les œufs ne sont pas pondus. S'il reste des œufs (généralement moins de cinq) retenus dans les ovaires, la femelle est pare.

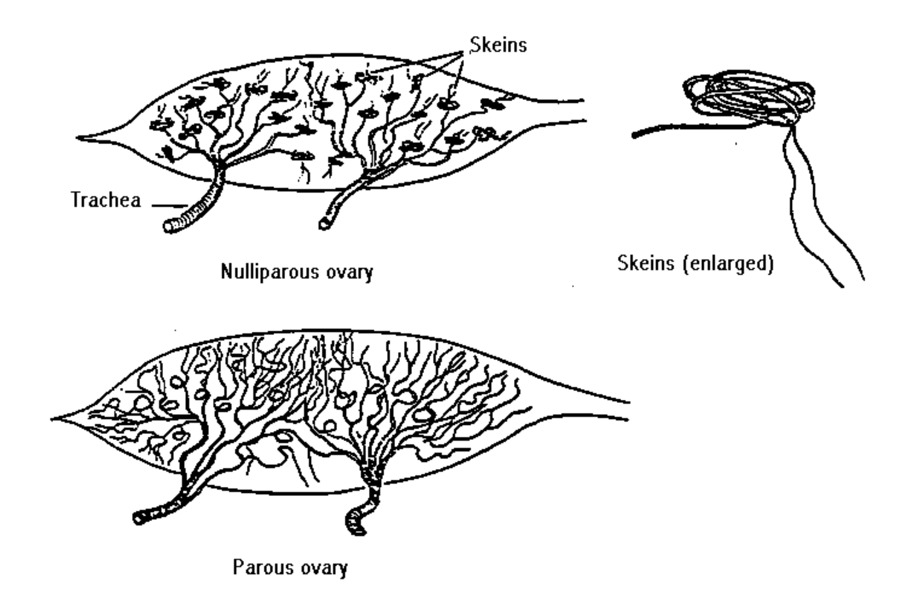


Figure 5.4 Apparence des ovaires nullipares et pares

Par le calcul de la proportion de moustiques pares dans une population de vecteurs, on peut suivre les changements et évaluer l'impact d'une intervention. Par exemple, si une population est en accroissement, c'est généralement à cause de l'éclosion de jeunes aduites nullipares et le taux de parité diminue. A l'inverse, si une population vieillit, avec moins d'éclosions de jeunes adultes, le taux de parité augmente.

Le but des pulvérisation d'insecticides est de réduire la transmission du paludisme en tuant les moustiques qui entrent dans les habitations pour se reposer avant ou après le repas de sang et donc de réduire leur longévité et leur capacité de transmettre le paludisme. Si la pulvérisation réussit, il y aura moins de moustiques pares par rapport aux nullipares après pulvérisation qu'avant pulvérisation ou par comparaison avec des endroits non traités. La parité est un indicateur entomologique qui sert à savoir si la transmission a été réduite.

Un moustique nullipare ne peut pas transmettre le paludisme parce qu'il n'a pas encore pu acquérir l'infection par le parasite *Plasmodium*. Même une femelle qui a pondu une ou deux fois peut n'être pas assez âgée pour transmettre le paludisme parce que le cycle gonotrophique — temps écoulé entre deux repas sanguins — n'est en moyenne que de trois jours alors que le développement des sporozoïtes prend 10 à 12 jours. Le moustique peut avoir besoin de trois cycles gonotrophiques avant d'être en mesure de transmettre le paludisme. La dissection des ovaires et leur examen sont donc des instruments essentiels dans l'analyse entomologique et la vérification de l'impact des interventions sur le vecteur.

Note: dans certaines espèces anophéliennes il est possible d'observer les cicatrices qui sont laissées aux oviductes après chaque ponte. Vous pouvez donc estimer l'âge du moustique en comptant le nombre de cicatrices et multiplier ce nombre par la durée du cycle gonotrophique. Cette méthode est difficile à réaliser et n'est faite que dans des projets de recherche particuliers.

Dissection et examen des glandes salivaires pour recherche de sporozoïtes

Les glandes salivaires sont examinées pour rechercher la présence de sporozoïtes. On détermine donc ainsi quelles espèces de moustiques hébergent le parasite du paludisme et dans chaque espèce, quel est le taux d'infection. Le statut de vecteur du paludisme passe par la détermination des index sporozoïtiques qui déterminent l'intensité de la transmission et qui permettent d'évaluer l'impact des interventions. La dissection indique si le moustique est infecté par *plasmodium* ou pas mais ne permet pas la distinction entre les différentes espèces du parasite.

Equipement nécessaire à la dissection : Loupe binoculaire, microscope, aiguilles à dissection, pinces fines, lames porte-objet, compte gouttes, solution saline à 0.65%.

Dissection des glandes salivaires:

- Tuer le moustique, confirmer l'espèce, puis retirer les ailes et les pattes. Si la parité a déjà été déterminée, retenir qu'il est inutile de disséquer les glandes salivaires chez des femelles nullipares.
- Placer le moustique sur une lame, couché sur le côté, la tête tournée à droite. (fig. 5.5).
- Placer une petite goutte de solution saline devant le thorax.
- Tenir fermement le thorax à l'aide d'une aiguille.
- Placer l'aiguille tenue par la main droite sur le cou du moustique mais ne pas couper la tête.
- Tirer la tête pour la détacher du thorax. Les glandes sortiront du thorax, attachées à la tête.
- Si les glandes ne viennent pas avec la tête, elles peuvent être obtenues en pressant doucement sur le thorax avec l'aiguille.
- Séparer les glandes avec l'autre aiguille, et les placer dans une goutte de solution saline.
- Couvrir les glandes salivaires avec une lamelle couvre-objet de 18 mm.

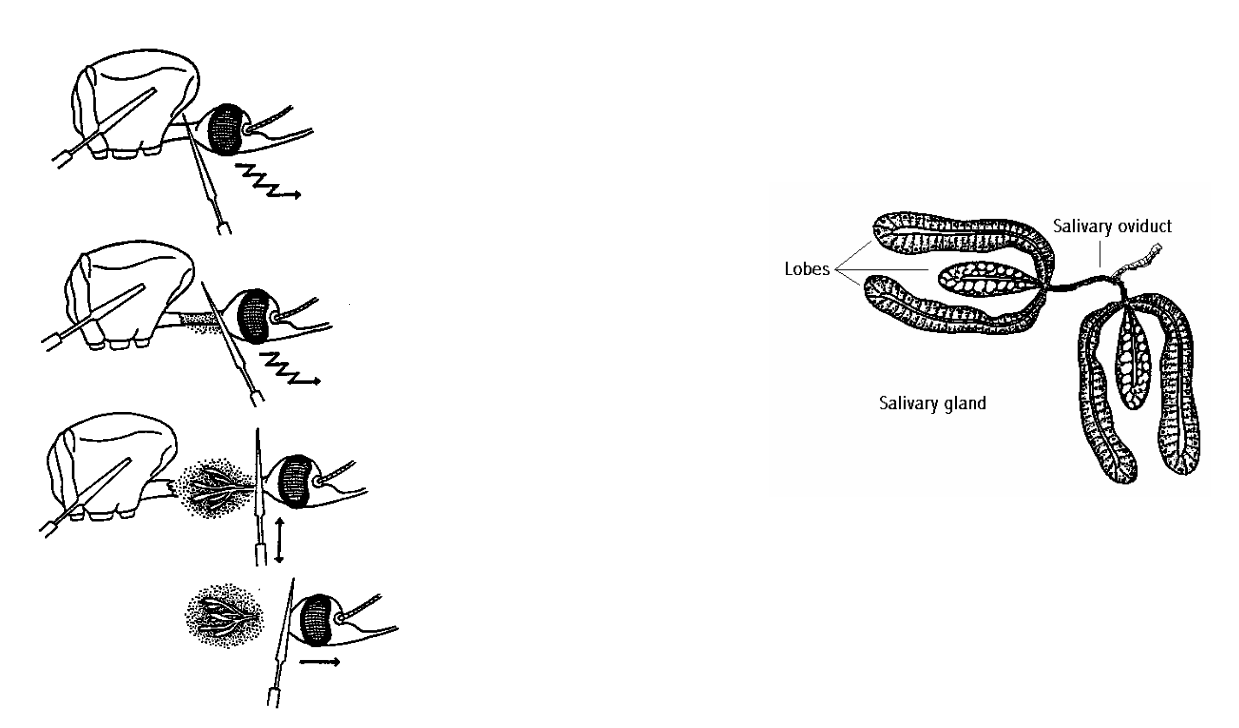


Figure 5.5 Dissection des glandes salivaires

Examen des glandes fraîchement disséquées pour rechercher les sporozoïtes

Si les glandes n'ont pas déjà été écrasées, presser doucement sur le couvre-objet avec une aiguille à dissection pour qu'elles se cassent et laissent échapper les sporozoïtes. Les glandes doivent être examinées à l'objectif 40X pour visualiser les sporozoïtes mobiles. Réduire la lumière en abaissant le condensateur ou en fermant partiellement le diaphragme iris pour obtenir un meilleur contraste facilite la recherche.

Colorer les sporozoïtes

- Placer une goutte de colle sur la face supérieure du couvre-objet et enlever celui-ci en utilisant une aiguille à dissection. Le tourner face humide en haut et le coller à une extrémité du porte-objet. De cette manière, les sporozoïtes collés au couvre-objet peuvent être conservés et colorés.
- Dessiner un cercle au crayon gras (on pourra ainsi plus tard les retrouver plus facilement).
- Laisser sécher la préparation en la protégeant contre les mouches et les fourmis.
- Fixer en immergeant la lame quelques secondes dans du méthanol.
- Colorer 30 minutes par une solution de 5% de Giemsa en solution tampon. La lame peut être déposée à plat avec quelques gouttes de Giemsa pour recouvrir le spécimen et le couvre-objet.
- Bien laver avec de l'eau, laisser sécher et examiner au microscope avec un fort grossissement.

Note à propos de la technique ELISA

Il existe d'autres techniques pour déterminer le taux d'infection des moustiques .La plus utilisée est l'**enzyme-linked immunosorbent assay (ELISA).** Dans cette technique, le thorax et la tête des moustiques séchés d'une espèce connue sont broyés dans une solution spécifique. De nombreux spécimens peuvent être placés dans un appareil spécial comportant des rangées de godets dont la paroi est recouverte avec des anticorps spécifiques de sporozoïtes. Si l'antigène de l'espèce correspondante est présente dans l'échantillon, il se fixe sur la paroi des godets tandis que les spécimens négatifs ne se fixent pas et sont éliminés par lavage. Des enzymes et des substrats formant des réactions colorées sont ensuite utilisés pour mettre en évidence les godets positifs. Cette technique est plus rapide que la dissection et permet de plus d'identifier l'espèce de *Plasmodium* en cause.
Une méthode ELISA similaire peut être utilisée pour analyser et identifier l'origine des repas sanguins des moustiques. Dans ce cas, les moustiques gorgés sont écrasés sur des papiers filtres qui sont ensuite testés en utilisant des anticorps préparés contre différentes espèces animales.

Exercice 5.1
Un assortiment complet d'états abdominaux vous sera montré au binoculaire. Ensuite, par groupes de deux, on vous demandera de déterminer le stade de digestion du sang chez des échantillons d'anophèles femelles.

Exercice 5.2
Par groupes de deux, vous disséquerez les ovaires de femelles à jeun ou récemment gorgées. Laissez sécher les ovaires et déterminez sous le microscope s'ils sont pares ou nullipares. Insistez jusqu'à pouvoir faire la distinction avec précision.

Exercice 5.3
L'instructeur fera d'abord la démonstration d'une dissection de glandes salivaires. Vous aurez ensuite l'occasion de la faire vous-même. Examinez les glandes au microscope.

Exercice 5.4

Une excursion sera organisée, pour vous permettre de mettre en pratique les diverses techniques que vous avez apprises dans l'Unité 3 et les techniques de dissection apprises dans cette Unité 4 . Sur le terrain, vous travaillerez en groupes ou individuellement pour effectuer les activités suivantes.

- A l'aide de tubes d'aspiration, de lampes de poche et de gobelets de carton cherchez les moustiques au repos dans trois maisons.
- A l'aide de tubes d'aspiration, de lampes de poche et de gobelets de carton, cherchez pendant au moins 20 minutes les moustiques se reposant à l'extérieur.
- Par groupes de 4, effectuez une capture au pyrèthre dans une maison.
- A l'aide de louches, flacons et pipettes, récolter les larves et les pupes dans les gîtes larvaires naturels pendant au moins 30 minutes.
- Pratiquer la capture « à l'atterrissage » sur vos jambes dénudées à l'intérieur et à l'extérieur. Le temps étant compté, cet exercice sera fait pendant la journée.
- Transporter vivants au laboratoire les échantillons récoltés.

Exercice 5.5.

Par groupes de deux, tuer les moustiques que vous avez récoltés pendant l'excursion et identifiez l'état abdominal et l'espèce. Pratiquez ensuite les dissections des ovaires et des glandes salivaires.

5.3 Indicateurs entomologiques de la transmission

Dans cette Unité, vous apprendrez à utiliser les méthodes décrites jusqu'à présent pour étudier les vecteurs incriminés en relation avec le contrôle du paludisme. Vous aurez alors les aptitudes requises pour interpréter correctement l'information entomologique.

Pour expliquer la plupart des concepts importants, on s'est servi de l'exemple concret d'une étude entomologique[2] effectuée en 1964-65 dans une vallée des hauts plateaux éthiopiens dans le but de rassembler les données de base sur les anophèles locaux. L'étude était destinée à élucider les caractéristiques de la transmission du paludisme, de même que le comportement et les habitudes de l'espèce vectrice locale dans le but de planifier un programme de contrôle efficace.

Certains résultats de l'étude ont été ré-analysés à la lumière des connaissances actuelles et des nouveaux outils de contrôle. L'objectif est d'illustrer comment l'information entomologique est utilisée pour le contrôle vectoriel.

Conception de l'étude et techniques d'échantillonnage

Sélection des villages d'étude et description de la région

La région est au centre de l'Ethiopie, dans la Grande Vallée du Rift. Le terrain est assez plat, à une altitude entre 1600 et 1800 mètres. La population est en grande partie rurale. Les habitants s'occupent d'agriculture et d'élevage, vivant en petits groupes éparpillés, les « tukuls », qui constituent le type d'habitat rural prévalent. Le bétail est gardé dans des enclos à ciel ouvert proches des habitations ou hébergés pour la nuit dans une partie de l'habitation séparée par un cloison légère de piquets et brindilles.

---

2 Rishikesh N (1966) Observations on anopheline vectors of malaria in an upland valley in Ethiopia. Unpublished document of the World Health Organization, WHO/Mal/66.554

La grande saison des pluies s'étend de juin à fin octobre et une courte période pluvieuse est observée en mars et avril. Les mois les plus chauds sont mars, avril et mai, les plus froids sont novembre et décembre.

Six villages ont été sélectionnés comme postes d'observation, trois dans le secteur d'Awasa et trois dans le secteur Adamitulu (actuellement le secteur de Zway). Un **secteur** est une partition créée spécialement pour le contrôle du paludisme par le Service Ethiopien d'Eradication du Paludisme mis sur pied quatre ans avant l'étude. Ces secteurs avaient été délimités sur base entomologique mais on avait aussi tenu compte de l'endémicité palustre et de l'accessibilité possible pendant toute l'année. La région n'avait jamais été traitée aux insecticides quand l'étude a commencé.

Le tableau 5.1 montre les indices parasitaires et spléniques dans les villages sectionnés. La proportion d'infections à *P. falciparum*, *P. vivax* et *P. malariae* et infections mixtes étaient respectivement de 61,8%, 25%, 6,6% et 6,6%.

Village	Mois/année	Prélèvements examinés	Indice parasitaire (%)	Rates examinées	Indice splénique (%)
Abelle Wondo	juin 64	59	0	55	13,0
Galle	mai 64	49	4,1	37	35,1
	oct. 64	194	13,4	-	-
	mai 65	92	5,4	-	-
Awasa Tabor	mai 64	52	13,5	45	26,7
	nov. 64	37	8,1	-	-
Bulbula	mai 64	40	15,0	30	50,0
Woldia	nov. 64	181	2,6	-	-
	déc. 64	206	2,4	-	-
Ajiti Washgula	nov.64	47	31,9	-	-
	mai 65	75	4,0	-	-

Tableau 5.1 Indices parasitaires et spléniques dans les villages sélectionnés

Méthodes d'échantillonnage entomologique

Récolte de moustiques au repos à l'intérieur

Les moustiques au repos à l'intérieur ont été échantillonnés une fois par mois dans les 6 villages par la méthode des captures au pyrèthre sur drap blanc. Les récoltes ont été analysées pour détermination de l'espèce et examen de l'abdomen (voir tableau5.2). Les glandes salivaires ont été disséquées pour connaître les taux d'infection.

Captures nocturnes sur appâts

Les captures nocturnes ont été faites normalement deux fois par mois (à Abella Wondo). Des appâts humains ont été utilisés pour capturer les anophèles se posant sur leurs jambes nues. Les captures à l'intérieur ont été poursuivies toute la nuit, de 6h du soir à 6h du matin, tandis que les captures à l'extérieur étaient limitées de 6h à 10h du soir (tableau 5.4), heure à laquelle plus aucun habitant ne se trouve à l'extérieur. Une capture a cependant été faite simultanément à l'intérieur et à

l'extérieur pendant toute la nuit pour comprendre les habitudes nutritionnelles des vecteurs quand ils ont le choix entre les deux possibilités (tableau 5.3). Deux captureurs-appâts ont été placés à l'intérieur et à l'extérieur et travaillent par périodes de quatre heures. Les lieux de captures à l'intérieur étaient occupés par les habitants habituels de la maison. Les spécimens capturés étaient identifiés le matin et étaient disséqués pour recherche de sporozoïtes dans les glandes salivaires. Les ovaires étaient aussi disséqués pour déterminer les taux de parité.
Des abris extérieurs ont été installés et inspectés une fois par mois.

RESULTATS

Densités au repos à l'intérieur

Le tableau 5.2 donne le résultats des récoltes à l'intérieur pour chaque espèce d'anophèles par maison et par jour

Tableau 5.2 Résultats des récoltes à l'intérieur dans le Secteur Awasa (1964-65)

Mois/anne	Nb maisons	Nb indiv.	***A. gambiae s.l.*****				*A. pharoensis*				*A. funestus*			
			A jeun	Nourris	Semi-gravides	Gravides	À jeun	Nourris	Semi-gravides	Gravides	À jeun	Nourris	Semi-gravides	Gravides
juin 64	8	35	11	135	59	96	0	36	21	21	1	0	0	0
juillet 64	17	75	91	904	378	141	4	102	46	43	7	18	12	11
août 64	15	66	458	1041	459	678	11	60	19	14	2	26	7	14
sep. 64	18	79	149	586	270	236	8	101	45	45	1	25	8	5
oct. 64	18	79	185	802	438	340	14	46	16	15	3	80	9	9
nov. 64	23	101	8	65	51	38	0	10	9	7	3	47	13	34
déc. 64	24	106	2	25	13	9	2	13	4	4	3	43	2	4
jan. 65	24	106	1	9	6	4	1	3	3	4	0	4	1	2
fév. 65	23	101	0	0	0	0	0	3	2	1	0	0	0	2
mars 65	23	101	0	1	0	0	0	5	6	3	1	0	0	0
avril 65	23	101	1	5	3	6	5	28	8	12	0	17	2	2
mai 65	23	101	2	34	19	22	2	29	13	15	1	12	1	0

* Cette colonne n'a pas été rapportée par le chercheur mais a été estimée à partir de la taille moyenne des ménages obtenue lors d'une étude ultérieure.

** D'après des études ultérieures, il a été établi que l'espèce identifiée ici comme *A. gambiae* s.l. était en fait *A. arabiensis*.

Exercice 5.6a
Calculez les densités de repos à l'intérieur par maison et par jour, pour chaque espèce séparément pour le mois d'octobre 1964. Ceci peut être calculé en divisant le nombre total de femelles d'une espèce donnée par le nombre total de maisons inspectées.

Habitudes trophiques

Les habitudes trophiques font référence au fait que les vecteurs préfèrent se nourrir à l'intérieur (**endophagie**) ou à l'extérieur **(exophagie)** et aux moments des repas pendant la nuit (**cycle de piqûre nocturne**).

Les degrés d' endophagie/exophagie et le cycle de piqûre nocturne sont estimés par des captures concomitantes sur appâts humains à l'intérieur et à l'extérieur (Tableau 5.3).

Tableau 5.3 Captures concomitantes sur appâts humains à l'intérieur et à l'extérieur

Temps	*A gambiae s.l.*		*A pharoensis*	
	Intérieur	Extérieur	Intérieur	Extérieur
18-19	1	6	0	2
19-20	2	4	0	3
20-21	1	7	0	8
21-22	3	13	1	2
22-23	4	8	0	10
23-24h	5	9	0	1
0-1h	6	9	0	0
1-2h	3	9	0	2
2-3	2	13	1	1
3-4	2	16	0	1
4-5	3	4	0	0
5-6	18	38	0	0
Totaux	50	136	2	30

Exercice 5.6b
Calculer le rapport piqûres à l'intérieur/ piqûres à l'extérieur pour chaque espèces. Quelle espèce est exophile ? Laquelle est endophile ?

Taux de piqûres sur l'homme

Le **taux de piqûre sur l'homme** est le nombre moyen de piqûres par personne et par nuit d'une espèce vectorielle. Son estimation fait intervenir et les habitudes trophiques du vecteur et les habitudes nocturnes de la population locale.

Les taux de piqûres sur l'homme peuvent être calculés directement d'après une capture sur appât humain et indirectement par des captures matinales au pyrèthre.

a. Calcul direct du taux de piqûre sur l'homme

Pour le calcul des taux de piqûres sur l'homme, les habitudes nocturnes des habitants doivent prises en considération. Les observations ont montré qu'un habitant moyen passe une heure dehors, entre 6 et 10 heures du soir, et que le reste du temps, il est à l'intérieur. Pratiquement tous les villageois étaient rentrés à 10 heures, au plus tard. En conséquence, les captures à l'intérieur ont été faites toute la nuit, de 6 heures du soir à 6 heures du matin, tandis que les captures à l'extérieur ont été faites entre 6 heures et 10 heures du soir seulement (Tableau 5.4).

Tableau 5.4 Résultats des captures nocturnes dans le Secteur d'Awasa (Station d'Abella Wondo) (1964-65)

(a) *A. gambiae* s.l.

Mois et année	N° nuits de capture	N° appâts		Total des captures intérieur		Total des captures extérieur	Taux de piqûre sur l'homme		
		Intérieur	Extérieurs	6-10 pm	10pm – 6 am	6-10 pm	intérieur (3+8 h)	Extérieur (1 h)	Total (12 h)
juin 64	-	-	-	-	-	-	-	-	-
juillet 64	2	2	2	12	84	16	23,3	1	24,3
août 64	2	2	2	81	340	76			
sept. 64	1	2	2	5	7	12			
oct. 64	2	2	2	4	21	34			
nov. 64	2	2	2	2	1	9	0,6	0,6	1,2
déc. 64	2	2	2	0	0	4	0	0,3	0,3
Jan 65	2	2	2	0	0	2	0	0,1	0,1
fév. 65	2	2	2	0	0	0	0	0	0
Mars 65	2	2	2	0	0	0	0	0	0
Avril 65	1	2	2	0	0	0	0	0	0
Mai 65	2	2	2	0	0	0	0	0	0

(a) *A. Pharoensis*

Mois et année	N° nuits de capture	N° appâts		Total des captures intérieur		Total des captures extérieur	Taux de piqûre sur l'homme		
		Intérieur	Extérieurs	6-10 pm	10pm – 6 am	6-10 pm	intérieur (3+8 h)	Extérieur (1 h)	Total (12 h)
juin 64	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Juillet 64	2	2	2	19	17	92	7,8	5,8	13,6
août 64	2	2	2	37	83	74	27,7	4,6	32,3
sept. 64	1	2	2	23	31	143	24,1	17,9	42
oct. 64	2	2	2	12	12	105	5,3	6,6	11,9
nov. 64	2	2	2	2	1	33	0,6	2,1	2,7
déc. 64	2	2	2	0	1	42	0,3	2,6	2,9
jan. 65	2	2	2	3	7	44	2,3	2,8	5,1
fév. 65	2	2	2	7	0	9	0,3	0,6	1,9
mars 65	2	2	2	0	1	8	0	0,5	0,8
avril 65	1	2	2	0	0	11	2,6	1,4	1,4
mai 65	2	2	2	11	2	19	2,6	1,2	3,8

Le tableau 5.4 donne les résultats des captures nocturnes de même que certaines valeurs calculées du taux de piqûre sur l'homme. Les composantes, piqûres sur l'homme à l'extérieur et piqûres à l'intérieur ont été calculées séparément et le taux total de piqûres sur l'homme a été obtenu en les additionnant.

La composante « piqûres à l'extérieur » était représentée par le nombre moyen de piqûres par appât et par heure pendant la période de 6 à 10 heures du soir (puisque les habitants ne passent en moyenne qu'une heure dehors après le crépuscule).
Cette composante « extérieure » du taux de piqûre sur l'homme (M_y) est:

$$M_y = \frac{ty}{uTc_y}$$

où :

T = nombre d'heures entre 6 heures du soir et l'heure la plus tardive à laquelle tous les habitants sont rentrés
t = nombre d'heures moyen passé dehors par chaque habitant après 6 heures du soir (ici t=1)
y = nombre d'anophèles capturés à l'extérieur pendant la période T
c_y = nombre de captureurs (appâts) à l'extérieur
u = nombre de nuits de capture

Pour juillet 64, par exemple, le dénominateur du taux de piqûres My est de 16 (2 nuits avec 2 captureurs*T) ; le numérateur est ty avec t=1 et y (nombre de captures extérieures) = 16 ; My est donc 16/16=1

La composante « piqûres à l'intérieur » était donnée par le nombre moyen de piqûres par appât pendant 4 heures, de 6 à 10 heures du soir, plus le nombre moyen de piqûres par appât situé à l'intérieur pendant 8 heures, entre 10 heures du soir et 6 heures du matin. Les formules suivantes peuvent être utilisées pour le calcul des taux de piqûres sur l'homme :
La composante « intérieur » du taux de piqûre sur l'homme (M_x) est :

$$M_x = \frac{\left(1 - \frac{t}{T}\right)x_1 + x_2}{uc_x}$$

où :

T = nombre d'heures entre 6 heures du soir et l'heure la plus tardive à laquelle tous les habitants sont rentrés (ici T =4)
t = nombre d'heures moyen passé dehors par chaque habitant après 6 heures du soir (ici t=1)
x1= nombre d'anophèles capturés à l'intérieur pendant la période T (18 à 22 heures)
x2 = nombre d'anophèles capturés à l'intérieur pendant la période T (22 heures à 06 heures)
c_x = nombre de captureurs (appâts) à l'intérieur
u = nombre de nuits de capture

Pour juillet 1964, le dénominateur du taux de piqûres à l'intérieur (Mx) est de 4 (2 nuits avec 2 captureurs) ; le numérateur = [1-(t/T)]x1 + x2 avec t/T= 0,75 *1 le nombre de captures à l'intérieur pendant la période 18 à 22 heures (12) et x2 le nombre de captures pendant la période 22 h à 06 heures (84). Le numérateur de (Mx)=[(1-0,25) 12] + 84 = 93 et (Mx) = 23,3

Le taux de piqûre sur l'homme total (*M*) est alors :

$$M = M_x + M_y. = 23.3 + 1 = 24.3$$

Les résultats pour juillet 1964 indiquent qu'un villageois moyen serait piqué par 24,3 *A. gambiae* s.l. par nuit pendant ce mois là. De ces piqûres, 23,3 seraient reçues à l'intérieur alors que seulement 1,0 serait reçue à l'extérieur bien que le vecteur soit exophage. Ces résultats démontrent que les habitudes nocturnes des habitants influence l'endroit ou le contact homme-vecteur se fait-- à l'intérieur.

Exercice 5.6c

Calculez les taux de piqûre sur l'homme *de A. gambiae* s.l. pour les mois d'août et septembre 1964. D'après les résultats de vos calculs, où a lieu la plupart des contacts homme-vecteur, dedans ou dehors ? Quelle espèce est endophile ? Est-ce que ces résultats diffèrent d ceux de l'exercice 5.6a ?

b. Calcul indirect du taux de piqûre sur l'homme à partir des captures matinales au pyrèthre.

Cette méthode utilise les récoltes par pulvérisation et ramassage sur drap dans les maisons pour estimer le taux de piqûre sur l'homme, qui est obtenu en divisant le nombre total de moustiques gorgés par le nombre total d'occupants (humains) qui ont passé la nuit dans les maisons où la récolte a eu lieu.

$$M = \frac{F}{w}$$

dans laquelle

F = le nombre total de moustiques fraîchement gorgés de chaque espèces.

w = le nombre total d'occupants dans les maisons où les récoltes ont eu lieu.

L'estimation ci-dessus suppose deux hypothèses implicites :
(1) tous les moustiques gorgés récoltés dans les maisons se sont nourris sur les habitants de cette maison ; et
(2) aucun moustique gorgé n'a quitté la maison avant le moment de la récolte. Si ces hypothèses sont plus ou moins vérifiées, cette méthode est plus efficace et demande moins de travail pour estimer le taux de piqûre sur l'homme.

Néanmoins, certains vecteurs comme *An. Arabiensis* peuvent se nourrir de façon significative sur l'animal (jusqu'à 30%) et peuvent se reposer dans les habitations. Vous devez donc ajuster les résultats en multipliant (M) par la proportion de femelles trouvées nourries de sang humain.

Préférence trophique

Elle est généralement déterminée par l'analyse des repas de sang. La proportion des moustiques avec sang humain (appelée **indice d'anthropophilie, H**) dans une espèce vectorielle peut ensuite être utilisée comme indication du degré **d'anthropophilie** de cette espèce.

$$H = \frac{\text{Nombre de moustiques avec du sang humain}}{\text{Nombre total des moustiques avec sang}}$$

Dans les études courantes, H n'est pas déterminé et nous utiliserons, pour les exercices, l'estimation de 0,6 pour les deux espèces *A. gambiae* et *A. pharoensis*.

Habitudes de repos

Un indice important est la **proportion de repas sanguins pris sur l'homme suivis par une période de repos à l'intérieur**. Un élément du succès des pulvérisations intradomiciliaires dans l'interruption de la transmission est la proportion de vecteurs qui se reposent sur la surface traitée avant et après s'être nourris sur l'homme. Le but des insecticides rémanents est de réduire les chances qu'un vecteur infecté n'atteigne l'âge infectant.

La proportion de repas sanguins pris sur l'homme suivis par une période de repos à l'intérieur peut être calculée comme suit :

$$f = \frac{kHD}{NPM}$$

où:

k = constante estimée à 1,16
H = **indice d'antropophilie**, non calculée dans l'exemple éthiopien, et pour laquelle on a utilisé la valeur arbitraire de 0,6 ;
D = **densité des repos à l'intérieur** estimée par les collectes matinales au pyrèthre (= nombre total de femelles récoltées divisé par le nombre de maisons examinées) ;
M = **taux de piqûre sur l'homme** pour octobre (voir exercice 5.6)
P = **durée du repos à l'intérieur après repas**, en jours ; P = 1 + G/F, où G est le nombre total de femelles semi-gravides ou gravides et F est le nombre de femelles fraîchement gorgées (dans les collectes au pyrèthre)
N = nombre moyen de personnes par maison (**taille des ménages**)

Pour octobre 1964, les valeurs pour *A. pharoensis* et *A. gambiae* s.l. sont :

K = 1,16
Habitants : 79 ; maisons : 18 N=79/18=4,4

Et séparément

	pour *A. gambiae* s.l.	pour*A.pharoensis*
H (indice d'anthropophilie)	0,6	0,6
Nombre total de femelles	1765	91
D (densité au repos à l'intérieur)	1765/18=98,06	91/18=5,06

Femelles gorgées	802	46
Femelles semi-gravides	438	15
Femelles gravides	340	16

P (repos post-repas à l'intérieur) 1+[(340+438)/802]=1,97 1 + [(16+15)]/46]=1,67

M (taux de piqûres sur l'homme) 8,1* 11,9*

11. voir le tableau 5.4 et vos résultats de l'exercice 5.6

f= [1,16(D) H]/[(N) (M) (P)]

Dès lors :
Pour *A. gambiae* s.l. f=(1,16*98,06*0,6)/4,4*8,1*1,97) = 0,972
Pour *A. pharoensis* f=(1,16*5,06*0,6)/(4,4*11,9*1,67)=0,040

Exercice 5.7

Ecrivez une brève description des résultats vus ci-dessus. Comparer vos résultats à ceux du facilitateur .

Longévité et infectivité

Deux autres facteurs affectent la possibilité d'être piqué par un moustique infectant :

1. **La survie d'un moustique femelle après le repas sanguin (probabilité de survivre un jour après le repas de sang, représentée par p) et l'espérance de vie pendant n jours (n étant le nombre de jours pour compléter le cycle sporogonique)**

Les résultats des dissections ovariennes entre juillet et décembre 1964 dans le Secteur d'Awasa étaient les suivants :

A. gambiae s.l. 72/108 = 0,667
A. pharoensis 107/276 = 0.388

Etant donné un intervalle de deux jours entre les repas sanguins, la probabilité de survivre un jour ou **taux quotidien de survie** (*p*) peut être estimée comme:

p = Racine carrée de la proportion de pares

Ainsi $p = \sqrt{0.667}$ = 0.817 pour *A. gambiae* s.l. et $\sqrt{0.388}$ = 0.623 pour *A. pharoensis.* En supposant un intervalle de trois jours, on aura $p = \sqrt[3]{0.667}$ = 0.874 pour *A. gambiae* s.l. et $\sqrt[3]{0.388}$ = 0.729 pour *A. pharoensis.*

La formule ci-dessus pour p suppose que la population de moustiques possède une structure stable en taille et en âge, et que le taux de mortalité est indépendant de l'âge. Pour cette raison, on fait généralement la moyenne de la proportion de pares sur le cycle complet de la population, pour éliminer l'effet de la fluctuation saisonnière sur la taille et la structure de la population.

Il est aussi possible de calculer la probabilité de survie pendant *n* jours. Si *p* est la probabilité de survivre un jour, p^n est la probabilité de survivre *n* jours. Par exemple, à une température moyenne journalière de 27°C, il faudrait environ 10 jours à *P. falciparum* pour compléter son cycle sporogonique chez le vecteur[3]. La probabilité pour ce parasite d'être transmis par *A. gambiae* s.l. ou par *A. pharoensis* est 0.874^{10} (=0.26) et 0.729^{10} (= 0.042), respectivement.

On calcule **l'espérance de vie** pour chaque espèce:

$$\frac{1}{-\ln p}$$

Suivant cette formule, l'espérance de vie pour *A. gambiae* s.l. et *A. pharoensis* est de 7.4 jours et de 3.2 jours, respectivement.

A Abella Wondo (Secteur d'Awasa), la température moyenne journalière pendant les mois de juillet à décembre est habituellement d'environ 20°C. A cette température, il faut à peu près 28 jours pour compléter le cycle sporogonique (*P. falciparum*).

La probabilité de transmission de *P. falciparum* par *A. gambiae* s.l. est donc de 0.874^{28} (=0.023 soit 2.3%). Pendant la même période, sur 2.434 femelles de cette espèce, 3 ont été trouvées infectées, soit 0.1

L'indice sporozoïtique bas (ou la faible probabilité de transmission) dans la région d'étude résulte de l'effet conjoint de la probabilité de survie des vecteurs et de la température ambiante.

2. L'indice sporozoïtique des moustiques femelles et le nombre de piqûres infectantes par nuit.

Les indices sporozoïtiques pour un des Secteurs (Awasa) sont donnés au ,tableau 5.5

Tableau 5.5 Dissections des glandes salivaires de *A. gambiae* s.l. dans le Secteur d'Awasa (1964-65)

Mois et année	No. disséqués	Positifs pour sporozoïtes	Indice sporozoïtique (%)
Juin 64	128	0	0.00
Jul 64	212	0	0.00
Aug 64	580	0	0.00
Sep 64	630	0	0.00
Oct 64	803	2	0.25
Nov 64	162	1	0.62
Dec 64	47	0	0.00
Jan 65	20	0	0.00
Feb 65	0	-	-
Mar 65	0	-	-
Apr 65	0	-	-
May 65	38	0	0.00
Totaux	**2620**	**3**	**0.11**

[3] La durée de la sporogonie en fonction de la température peut être calculée par la formule $n = T/(t - t_{min})$, dans laquelle n = durée de la sporogonie; T = 111, 105 et 144 pour *P. falciparum*, P. *vivax* et *P. malariae*, respectivement; t = température moyenne en degrés centigrades et t_{min} = 16 pour *P. falciparum* et *P. malariae* et 14.5 pour *P. vivax*.

Dans le secteur d'Awasa, 3/2620 (0.11%) *A. gambiae* s.l. ont été trouvés positifs; et pendant la même période, dans le secteur d'Adamitulu, 6/1.918 *A. gambiae* s.l. (0.31%) étaient positifs pour les sporozoïtes. Dans les deux secteurs, sur un total de 2.577 *A. pharoensis* disséqués, aucun n'a été trouvé positif.

Supposons que vous êtes un habitant d'Abella Wondo (dans le secteur d' Awasa) en 1964. Combien de piqûres infectantes de *A. gambiae* s.l. vous attendez-vous à recevoir pendant le mois d'octobre 1964 si vous n'avez pas de protection contre les piqûres de moustiques?

Cette question peut être reformulée comme ceci: "De toutes les femelles d'*A. gambiae* s.l. qui auront pris un repas sanguin sur vous en octobre 1964, combien auraient pu être infectantes?" Pour répondre à cette question, vous aurez besoin de deux chiffres :

1. l'indice sporozoïtique et
2. le taux de piqûres sur l'homme

L'indice sporozoïtique était 0.25% (Tableau 5.5). En moyenne, vous seriez piqué par 8.1 *A. gambiae* s.l. par nuit (vos calculs). Le nombre moyen de piqûres infectantes par personne et par nuit, connu sous le nom **de taux d'inoculation entomologique** (**TIE**) se calcule de la façon suivante :

TIE = taux de piqûre sur l'homme x indice sporozoïtique (%)/100

Le TIE est donc 8,1 x 0,0025 = 0,0203 par personne et par nuit. Admettons que vous soyez piqué par le même nombre de femelles chaque nuit en octobre 1964, vous pouvez vous attendre à 0,0203 x 31 jours = 0,63 piqûres infectantes pour le mois.

Vous pouvez arriver au même résultat par un autre raisonnement. Si 8,1 *A. gambiae* s.l. vous piquent chaque nuit, 8,1 x 31 = 251,1 pourraient vous avoir piqué pendant tout le mois. De l'indice sporozoïtique, vous déduisez que 0.25% de ces moustiques sont infectants et donc le nombre attendu de piqûres infectantes serait de 0,0025 x 251,1 = 0,63 piqûres infectantes par personne et par mois (soit moins d'une piqûre infectante). Pour exprimer un taux d'inoculation entomologique, pensez toujours à indiquer la période concernée (si c'est par nuit, par mois, par an). Incidemment, notez le très petit nombre de piqûres infectantes dans cette région. Dans certaines parties d'Afrique, fortement endémiques, une personne peut recevoir jusqu'à une piqûre infectante chaque nuit !

Un calcul similaire pour *A. gambiae* en novembre 1964 (tableaux 5.4 et 5.5) montre un taux de piqûre sur homme de 1,2 par personne et par nuit (plus bas qu'en octobre) ; le TIE est de 1,2*0,0062=0,00744 piqûres infectantes par personne et par nuit ou 0,00744*30=0,22 piqûres infectantes par personne et par mois. Il est vraisemblable qu'en novembre, les vecteurs restants étaient des moustiques plus âgés (et donc sans doute infectés) mais le taux de piqûre plus bas diminue le TIE.

Exercice 5.8

Formez des groupes de travail et répondez aux questions suivantes

a) A partir des résultats d'observations antérieures et de calculs sur l'espérance de vie et du contact homme-vecteur, laquelle des deux espèces anophéliennes pensez-vous être le vecteur le plus important du paludisme dans la région ? Pourquoi (donnez les raisons).
b) Si vous décidez d'utiliser les pulvérisations résiduelles comme stratégie de contrôle d'*A. gambiae* s.l., à quel moment feriez-vous le traitement par un insecticide d'une efficacité résiduelle de six mois ? Référez-vous aux densités au repos et aux taux d'inoculation sur homme.

Présentez vos résultats en séance plénière

Capacité vectorielle

La **capacité** vectorielle est un index (ou un modèle) qui est défini comme la capacité pour un vecteur de transmettre le paludisme, soit le nombre d'inoculations secondaires à partir d'une personne infectante, par jour. La formule de la capacité vectorielle (*C*) est la suivante:

$$C = \frac{ma^2 p^n}{-\ln p}$$

où,

m =	densité du vecteur par rapport à l'homme
a =	nombre de repas de sang pris sur l'homme par un vecteur en un jour (= % de repas pris sur l'homme multiplié par 0.5, en supposant un cycle gonotrophique de deux jours)
p =	Taux quotidien de survie (ou proportion de vecteurs survivant par jour)
n =	période d'incubation chez le vecteur (en jours)

La formule peut être décortiquée comme suit: une personne est piquée par *ma* vecteurs en un jour; une fraction p^n de ces vecteurs survit la durée de l'incubation; ils survivent (1/-ln *p*) jours, au cours desquels ils se nourrissent sur *a* personnes par jour; en multipliant *ma* par *a* et ensuite par p^n et (1/-ln *p*) on arrive à la formule ci-dessus. Il est difficile de mesurer tous ces paramètres correctement et dès lors, plusieurs hypothèses simplificatrices sont généralement admises.
Néanmoins, la capacité vectorielle est un des plus importants concepts dans les études théoriques de l'épidémiologie et du contrôle du paludisme. Par exemple, l'utilisation de ce concept permet de montrer que diminuer de moitié la probabilité de survie *p* des moustiques (en utilisant des insecticides rémanents) produit une réduction de la capacité vectorielle beaucoup plus importante que diminuer *a* de moitié, ce qui est cependant deux fois plus efficace que de diminuer la densité *m* de moitié.

Discussion finale

Vous reverrez en classe les concepts clefs de la biologie du vecteur et quelles sont leurs relations avec l'incrimination des vecteurs dans la transmission du paludisme. Votre tuteur vous posera les questions suivantes et vous ferez une liste des composantes de la biologie du vecteur qui augmentent le risque de paludisme.

Ecrire les propositions de la classe sur un tableau à feuilles.

1. Quelles caractéristiques des gîtes aquatiques des vecteurs contribuent au risque de paludisme ?
2. Quelles caractéristiques de la vie du vecteur adulte augmentent ses chances de transmettre le paludisme ?
3. Quelles habitudes de piqûre augmentent le potentiel de transmission du paludisme ?
4. Quelles activités humaines ou quelles habitudes exposent au risque de paludisme ?
5. Est-il nécessaire de mesurer tous les composants de la capacité vectorielle pour contrôler le composant entomologique de la transmission du paludisme ? Expliquez.
6. Le Taux d'inoculation entomologique est devenu un indicateur important de la transmission du paludisme pour comparer des différences régionales. Pourquoi pensez-vous qu'il en soit ainsi ?

Unité d'apprentissage 6

Contrôle des vecteurs du paludisme

Objectifs d'apprentissage

A la fin de cette Unité, vous devriez être capable de:

- Apprécier le rôle et les objectifs de la lutte antivectorielle dans le contrôle du paludisme.
- Décrire les options de contrôle ds vecteurs, leurs impacts attendus, leurs avantages et leurs limites.
- Identifier les aspects opérationnels qui peuvent influencer la planification et la mise en œuvre du contrôle des vecteurs
- Faire preuve de compréhension et de connaissances techniques des principales mesures de contrôle y compris la pulvérisation intra-domiciliaire rémanente et les moustiquaires traitées aux insecticides
- Inclure le contrôle intégré des vecteurs à l'endroit où vous travaillez

Introduction

Le rôle du contrôle des vecteurs est d'augmenter l'impact d'un diagnostic précoce et d'un traitement rapide des cas de paludisme.
Il doit être mis en œuvre pour

- réduire l'incidence du paludisme là où un problème urgent existe (p.ex. dans des situations où le paludisme n'existait pas, avec des individus et des communautés indemnes jusqu'alors et soudain exposés à un risque élevé de transmission).
- restreindre l'expansion du paludisme dans les zones ou la résistance médicamenteuse est répandue.
- prévenir des épidémies
- réduire le risque de transmission lié à l'environnement :
  (i) Maintenir des niveaux peu élevés de paludisme dans les régions endémiques
  (ii) Prévenir la réintroduction du paludisme
  (iii) Contribuer à la santé, au développement et à l'amélioration du niveau de vie.

La sélection effective et la mise en œuvre de méthodes de contrôle sélectives devraient aussi adhérer aux principes et aux stratégies de Faire Reculer le Paludisme (FRP) qui sont :

- Des actions basées sur des preuves
- Des partenariats harmonieux
- Des compétences nationales et locales pour le contrôle vectoriel
- Des mécanismes de soutien et un environnement appropriés

6.1 Méthodes de contrôle des vecteurs

Les interventions utilisant les méthodes de contrôle des vecteurs sont à rattacher à trois grandes options :

Contrôle larvaire

- Réduction de la source
- Poissons larvivores
- Larvicides

Contrôle du contact homme-vecteur

- Moustiquaires imprégnées d'insecticides (MTI)
- Amélioration de l'habitat
- Répulsifs et serpentins anti-moustiques

Contrôle des moustiques adultes

- Moustiquaires imprégnées d'insecticides
- Pulvérisations intra-domiciliaires (IRS)
- Pulvérisations spatiales

Ces méthodes ne sont pas toutes applicables aux différentes situations épidémiologiques et aux situations opérationnelles. Par exemple, les PID ont montré un effet remarquable sur le paludisme pendant la campagne dite d'éradication, mais dans maintes situations, elles n'ont pas pu être poursuivies pour des raisons de restrictions budgétaires.

La figure 6.1 donne une représentation schématique de la distribution des états infectieux de l'homme et du vecteur, de même que les points d'impact possibles des interventions de contrôle.

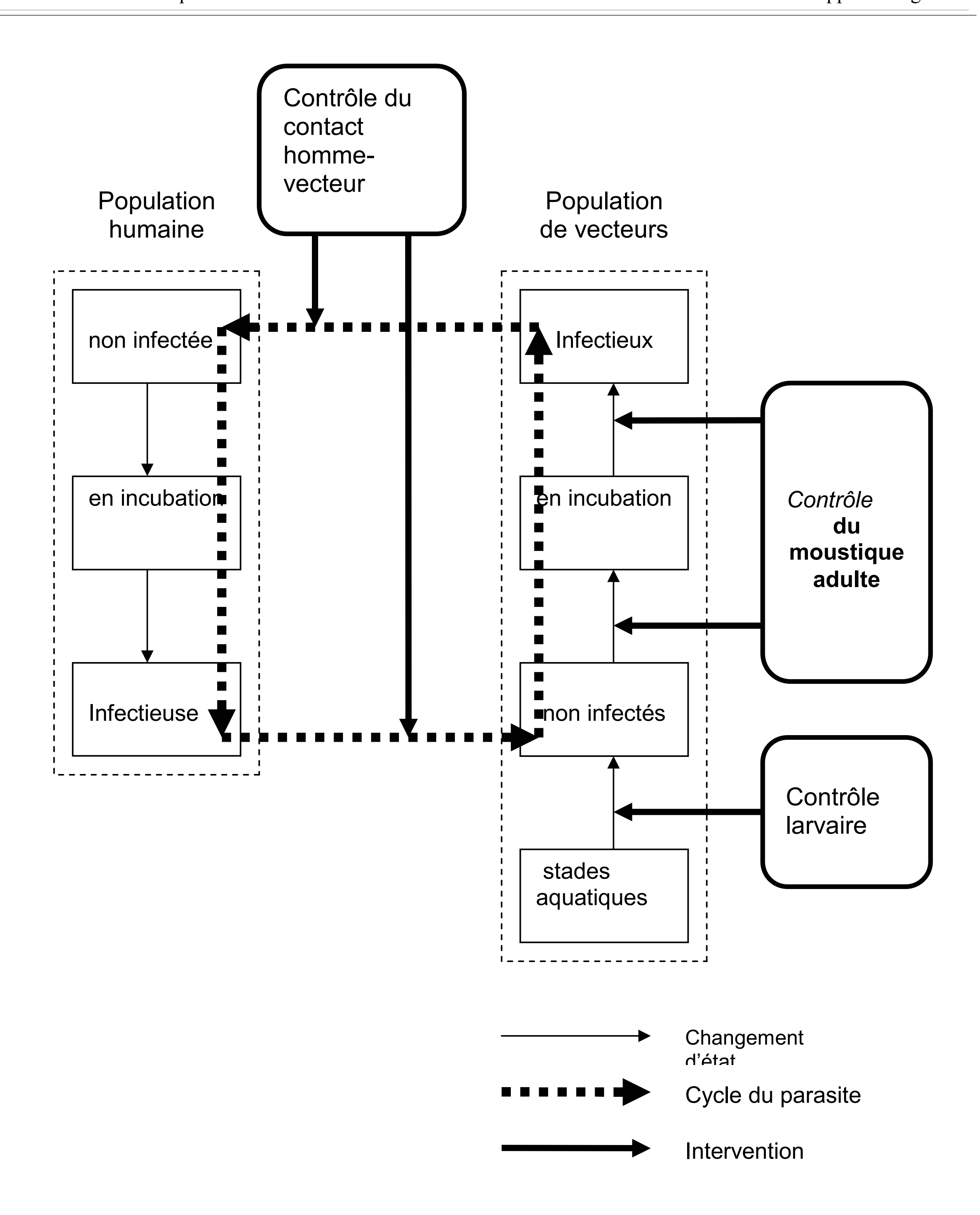


Figure 6.1 Evolution de l'infection chez l'homme et chez le vecteur et les points d'impact possible pour les interventions de contrôle

Exercice 6.1
Travaillez en petits groupes. Le tuteur vous donnera un schéma du cycle biologique d'un vecteur du paludisme. Vous devrez placer sur ce schéma les méthodes d'interventions potentielles pour chaque stade de développement du vecteur. Les classer en fonction de leur action sur la réduction du contact homme vecteur, sur le contrôle du moustique adulte et sur celui des larves. Rapportez vous aux méthodes de contrôle des vecteurs traitées en fin d'unité. Faites votre présentation en séance plénière et discuter vos conclusions de groupes.

La figure 6.2 montre les critères de sélection les plus importants pour un usage approprié des stratégies de contrôle des vecteurs dans une situation épidémiologique donnée.

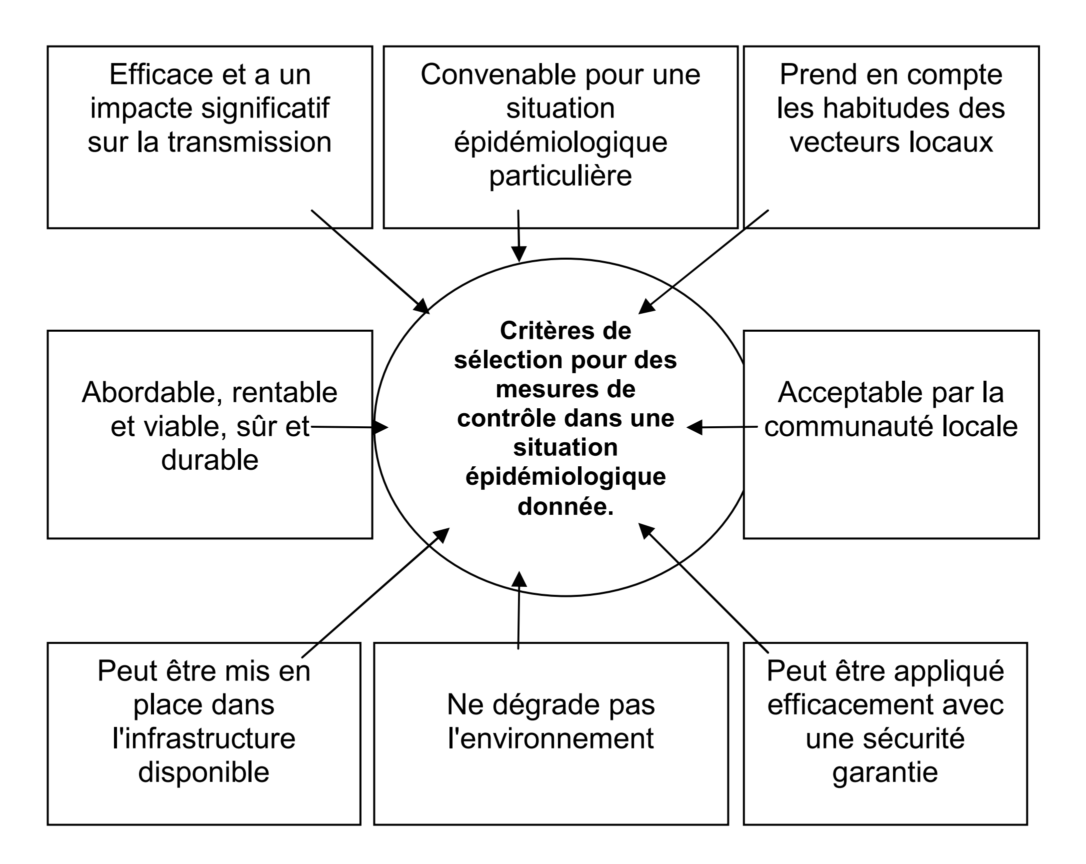


Figure 6.2 Critères de sélection d'options de contrôle des vecteurs dans une situation épidémiologique donnée.

Exercice 6.2
En travaillant par petits groupes, complétez le tableau 6.1 en notant les effets attendus sur les différents stades de la population vectorielle, de différentes méthodes de contrôle des vecteurs, et rangez les selon l'échelle suivante : (+) réduction attendue ; (-) pas d'effet ; (±) effet incertain ou dépendant d'autres facteurs. Présentez vos résultats de groupe en séance plénière. De nouveau, rapportez vous aux méthodes de contrôle des vecteurs traitées à la fin de cette unité pour faire cet exercice.

Tableau 6.1 Stades du vecteur (et composantes de la capacité vectorielle) pouvant être affectés par différents types de méthodes de contrôle des vecteurs.

Méthode	Densité larvaire (m)	Densité d'adultes (m)	Taux quotidien de survie (p)	nombre piqûres sur homme (a)
Contrôle larvaire				
Réduction des gites				
Poissons larvivores				
Larvicides				
Contrôle du contact homme-vecteur				
Moustiquaires et autres tissus imprégnés d'insecticides				
Amélioration de l'habitat				
Répulsifs et serpentins				
Contrôle des moustiques adultes				
Pulvérisations intra domiciliaires rémanentes				
Pulvérisations spatiales				

+ réduction attendue
- pas d'effet
+/- effet douteux ou dépendant d'autres facteurs

Démonstration

A ce stade vous arrivez à un moment où l'on vous fera une démonstration des méthodes de contrôle des vecteurs couramment appliquées, des équipements nécessaires et des produits chimiques utilisés. Vous pratiquerez les méthodes et discuterez de leur utilisation, de l'entretien du matériel, des aspects opérationnels et de la sécurité.

6.2 Sélection de méthodes de contrôle de vecteurs. Leurs avantages et leurs limites

Dans la salle de classe, l'enseignant conduira une discussion sur les critères qui sont utilisés pour sélectionner les méthodes de contrôle. Une question importante est : « comment allez vous sélectionner les méthodes de contrôle à votre lieu de travail? » « Pouvez-vous vous souvenir de cas où ces critères n'ont pas été employés ? »
Si oui, discutez ces cas.

Exercice 6.3

Une composante importante du processus de sélection est la connaissance des avantages et des limites de chaque méthode dont la liste se trouve au tableau 6.1. Pour établir votre liste, vous pouvez vous référer au document qui se trouve à la fin de cette Unité.

Exercice 6.4

Dans cet exercice, l'enseignant donnera à votre groupe une des deux interventions à employer dans l'étude concernant l'Ethiopie. Imaginez que le gouvernement local a reçu des avis contradictoires sur l'emploi des MTI ou de la pulvérisation intra domiciliaire. Votre groupe devra, en séance plénière, justifier sa sélection, développer un plan d'intervention et le défendre. Utilisez le document à la fin de ce module comme guide pour la mise sur pied de chaque programme.

Contrôle intégré des vecteurs`

Les principes du contrôle vectoriel ont évolué ces cinquante dernières années. En fait, les responsables de santé publique vers le milieu du 20e siècle visaient l'éradication des vecteurs, pas leur contrôle. Aujourd'hui, l'accent mis sur le contrôle intégré des vecteurs (VIC) amplifie le contrôle en utilisant mieux les ressources raréfiées.

Jusqu'ici, dans ce cours, vous avez acquis la capacité de comprendre et d'utiliser les méthodes de contrôle des vecteurs. La question est posée maintenant : que faire si votre méthode de contrôle ne satisfait pas les critères de succès ? Par exemple, si vous avez fixé un objectif de réduction de mortalité de 35% en 5 ans et que vous constatez que vous n'avez obtenu que 15% de réduction, ou vous acceptez ce résultat plus modeste ou vous améliorez votre programme de contrôle.

Si, après une évaluation complète de votre programme de contrôle vous trouvez que le contact homme-vecteur et les densités de vecteurs adultes n'ont pas diminué comme prévu, vous suspecterez d'abord une sensibilité diminuées du vecteur à l'insecticide. Cependant, si le vecteur est resté sensible au contrôle chimique, que ferez-vous ? Vous serez forcé de penser à l'emploi d'une autre méthode de contrôle ou d'ajouter une mesure complémentaire à la mesure initialement proposée. En d'autres mots, vous devez penser à intégrer votre programme de contrôle et à le gérer d'une manière différente.

Le contrôle intégré des vecteurs a été défini comme « l'utilisation rationnelle de tous les moyens de contrôle appropriés d'une manière coût-efficace pour arriver à la suppression du vecteur et au contrôle de la transmission de la maladie (OMS 1983) »

Une définition plus écologique du contrôle intégré basé sur la biologie des vecteurs a été suggérée par Zimmerman (1992) et établit que :

Le contrôle intégré des vecteurs est un plan unifié de contrôle qui sélectionne les méthodes de contrôle les plus appropriées, compte tenu des conditions d'environnement et de dynamique de

population du vecteur, qui maintient le niveau de la population du vecteur à un niveau qui ne cause pas de problèmes de santé.

Le contrôle des vecteurs est un composant de la gestion intégrée des vecteurs (GIV) et la philosophie de la GIV influence la manière dont contrôle est mené. La GIV sera discutée plus avant dans l'Unité 8.

Récemment, on a proposé d'étudier le système globalement pour obtenir un programme de prévention et de contrôle sanitaire efficient et effectif. Le concept de la santé a évolué d'un aspect individuel et collectif d'une seule espèce à un aspect tenant compte les populations multiples d'espèces dans une communauté biologique ou écosystème, y compris les gens (Nielsen 1998). Ce concept peut être illustré par le système de progrès humain et les interrelations de ses divers composants (fig. 6.3).

Exercice 6.5

Mettez-vous en groupes et répondez aux questions suivantes :

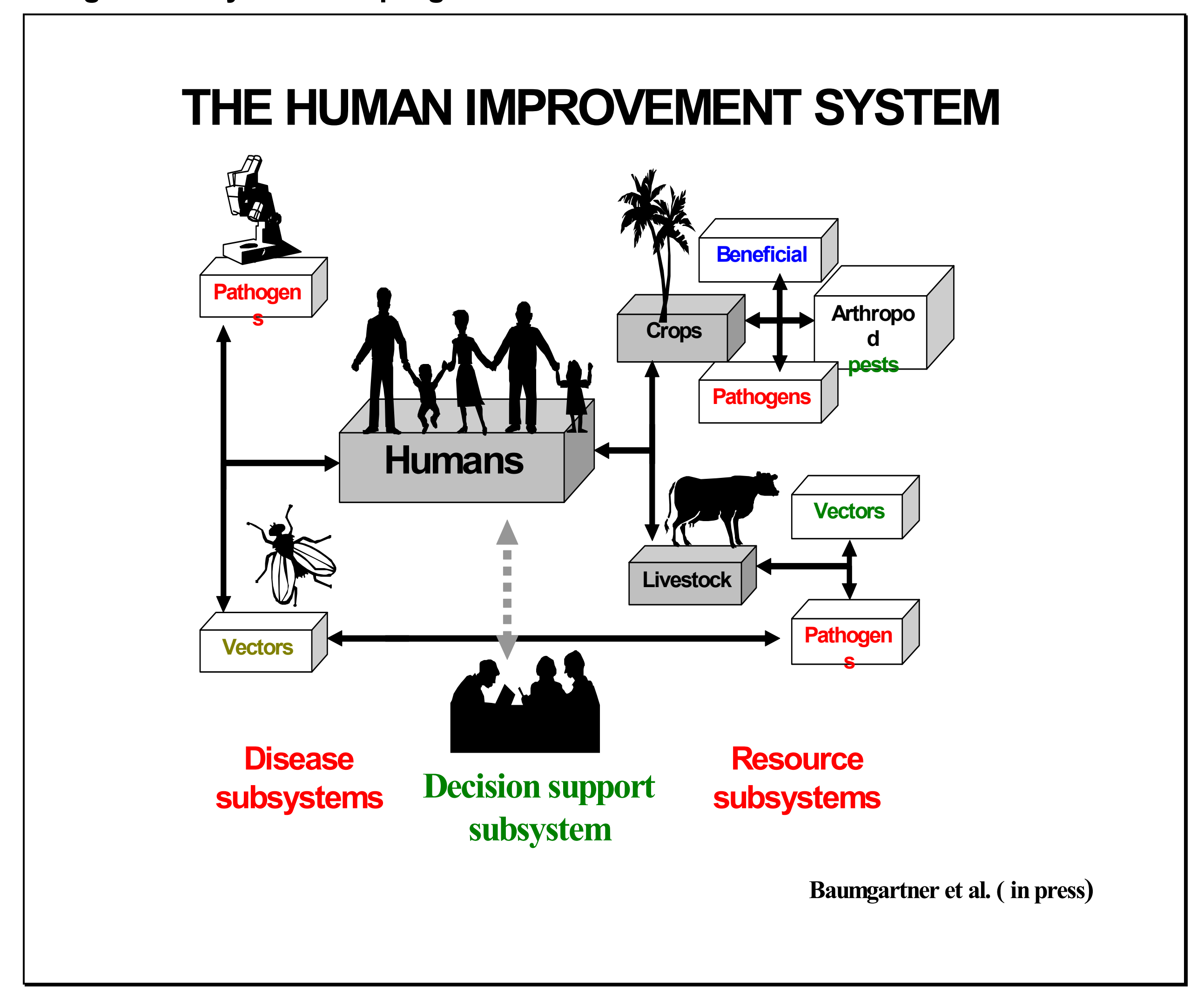
a) Certaines des définitions suivantes sont-elles en usage à votre lieu de travail ?
b) Décrivez un programme intégré des vecteurs qui soit en place là où vous travaillez.
c) Quelle définition aimeriez-vous voir incorporée dans le programme de contrôle des vecteurs du paludisme là où vous travaillez ? Votre sélection est-elle réaliste ?
d) Quels sont les avantages et les limites associés à chaque concept ?

Développez un programme de contrôle intégré des vecteurs pour un des trois scénarios suivants. L'enseignant décidera combien vous devez en faire. Justifiez vos sélections de méthodes de contrôle des vecteurs.

1. Un agro-écosystème de riz irrigué avec un TIE bas, une densité élevée de moustiques exophiles, partiellement endophiles et avec un index d'anthropophilie de 50%. *P. falciparum* et *P. vivax* sont tous deux prévalents.
2. Une zone côtière avec paludisme dans une série de villages adjacents à une réserve marine nationale. La réserve est légalement protégée contre toute modification. Le vecteur se reproduit dans les eaux salées et douces, il est endophage mais exophile.
3. Un village dans la forêt tropicale inondée où 90% des cas rapportés sont dus à *P. falciparum* et où il y a un TIE élevé. Deux vecteurs sont présents. Tous deux endophages et endophiles. Les index d'anthropophilie sont respectivement de 80 et 40%. La première espèce se reproduit dans des rivières à débit saisonnier et des marécages, l'autre est généraliste et se reproduit dans toutes sortes de gîtes, aussi bien naturels que produits par des activités humaines.

Présentez vos résultats en séance plénière. L'enseignant provoquera une discussion de classe sur le contrôle des vecteurs et les questions présentées dans cet exercice.

Figure 6.3 Système de progrès humain



Documentation - Méthodes de contrôle des vecteurs

1. Contrôle larvaire

Le contrôle larvaire n'est indiqué comme seule mesure de contrôle des vecteurs que si une forte proportion des gîtes qui se situent à portée de vol de la communauté sont accessibles et peuvent être repérés et traités. Il peut aussi être entrepris pour renforcer les effets d'autres méthodes de contrôle. Il n'affecte que la densité vectorielle et exige une large couverture pour être significativement efficace. Comme vu précédemment, seule une réduction proportionnelle de la capacité vectorielle peut être attendue du seul contrôle larvaire (par réduction de *m*) tandis que la réduction de *p* (par usage de pulvérisations intra domiciliaires résiduelles) entraîne une bien plus grande réduction de la capacité vectorielle. La contrôle larvaire est surtout faisable quand les gîtes sont limités en nombre, facilement identifiables et faciles d'accès.

Le contrôle larvaire peut être utile:

- dans les zones à population humaine dense avec relativement peu de gîtes
- dans les climats arides
- pendant des périodes de sécheresse dans les zones endémiques quand les gîtes sont bien délimités, définis et traitables.
- dans les camps de réfugiés, dans les zones à risque de paludisme et à faible pluviométrie.

Réduction de la source

Ce terme **de réduction de source** se réfère à toute mesure empêchant la reproduction des moustiques ou visant à éliminer les gîtes larvaires. Les mesures de réduction de source sont une composante des mesures de l'**aménagement de l'environnement** dont le but est de modifier l'environnement pour priver la population vectorielle de ses moyens de survie, principalement la reproduction, le repos et la nourriture, réduisant ainsi le contact homme-vecteur et les risques de transmission.

Si de telles mesures visent le long terme ou entraînent des changements permanents dans le sol, l'eau ou la végétation, elles peuvent être assimilées à une **modification de l'environnement** (p.ex. remblai, drainage, plantations d'eucalyptus, fermeture ou couverture des gîtes). Lorsqu'une telle mesure n'a qu'un effet temporaire et doit être répétée, elle s'appelle **manipulations de l'environnement** (p .ex. fluctuation du niveau de l'eau, irrigation intermittente, chasse d'eau, variation de la salinité de l'eau, éclaircissement de la végétation dans les rivières et canaux d'irrigation).

Beaucoup d'activités liées au développement (par exemple l'irrigation) entraînent des changements environnementaux et augmentent, souvent par inadvertance, le risque de transmission du paludisme. Des précautions appropriées sont requises dans les phases de planification, de construction et d'entretien des projets de développement. Les canaux d'irrigation devraient être nettoyés et la végétation éliminée pour empêcher le développement larvaire près des bords et permettre un écoulement libre de l'eau. La périodicité du lâchage des eaux peut aussi être ajustée pour permettre la chasse des larves des lits des canaux principaux.

Poissons larvivores

Les poissons larvivores se nourrissent de larves de moustiques. Parmi les principales espèces à avoir été introduites avec succès dans différents pays, citons le « top minnow » ou poisson à moustiques (*Gambusia affinis*) et le « guppy » (*Poecilia reticulata*). *Gambusia* est le plus efficace dans les eaux claires, tandis que *Poecilia* est utilisé avec succès dans les eaux polluées de matières organiques. *Poecilia* supporte des températures plus élevées que *Gambusia* et convient donc mieux dans les rizières des pays chauds. Cependant, à l'inverse de *Gambusia,* il ne peut survivre à des températures inférieures à 10°C. Les « killifishes » annuels, *Cynolebias*, *Nothobranchius* et *Aphyosemion* ont des œufs très résistants à la sécheresse et peuvent être utilisés dans des gîtes temporairement asséchés tels que les trous d'emprunt et les rizières irriguées. De plus, des poissons locaux ont été évalués pour leur efficacité à contrôler les moustiques et un certain nombre se sont révélés intéressants. L'utilisation de poissons larvivores locaux est particulièrement importante pour éviter le risque de perturbation de l'équilibre écologique par introduction d'espèces « exotiques ».

Larvicides

Les larvicides sont des corps chimiques, des agents biologiques ou des toxines tuant les larves et les pupes de moustiques. Ils sont utilisés sur des gîtes larvaires qui ne peuvent pas être drainés ou comblés ou quand les autres méthodes de contrôle larvaire s'avèrent trop onéreuses ou impossibles à utiliser. Les larvicides ne sont indiqués que pour les vecteurs qui se développent dans des collections d'eau permanentes ou semi-permanentes, pouvant être identifiées et traitées et où la densité de la population humaine à protéger est suffisamment élevée pour justifier le traitement à intervalles relativement rapprochés des gîtes.

Ces pré-requis réduisent pratiquement les indications des larvicides à certaines zones urbaines, aux camps de travailleurs ou de réfugiés, et à certains projets de développement. Dans ces situations, l'utilisation, dans des programmes intégrés, de larvicides peut être complémentaire de mesures environnementales destinées à contrôler le paludisme ou d'autres maladies transmises par les moustiques, ou pour en réduire la nuisance. Vu les indications limitées des larvicides dans le contrôle du paludisme et le haut degré de couverture nécessaire si l'on veut qu'ils soient efficaces, il est très important de définir précisément les zones et les points où le traitement doit être appliqué.

L'effet résiduel des larvicides varie considérablement suivant la qualité de l'eau et le type de gîte, mais il est relativement court. La répétition des traitements doit être faite à des intervalles rapprochés, pouvant varier de 2 à 10 semaines. Un grand éventail de larvicides ont été utilisés pour le contrôle du paludisme (voir tableau 1), incluant des produits chimiques et des insecticides d'origine biologique, très variables dans leur mode d'action, leur efficacité, leur sécurité d'emploi, leur formulation, leur coût et leur disponibilité. Les larvicides pouvant être employés sont présentés plus loin.

Pétrole et dérivés

Ils sont utilisés pour les eaux stagnantes impropres à l'irrigation ou à la consommation par les animaux. Les huiles agissent principalement en formant un film à la surface de l'eau, empêchant les larves de respirer (plus lourde sera l'huile, moins elle sera dispersible et plus facilement arrêtée par la végétation).

Insecticides chimiques courants

Les insecticides organophosphorés sont les plus utilisés en dépit des niveaux de résistance en augmentation dans certaines régions (tableau 1). Le Temephos, qui a une très faible toxicité pour les mammifères a été le larvicide le plus utilisé dans le monde. Il peut être mis dans l'eau d'irrigation des récoltes alimentaires et a aussi été utilisé pour traiter des eaux de boisson. Il est cependant toxique pour les poissons. Le Fenthion est aussi communément utilisé à condition de ne pas contaminer l'eau de boisson ni les aliments.

Régulateurs de croissance des insectes

Ce sont des composés chimiques hautement toxiques pour les larves de moustiques dont ils empêchent le développement en adultes. Leur usage est généralement limité à cause de leur coût élevé. Ils peuvent être divisés en : (a) analogues de l'hormone juvénile empêchant le développement des larves en pupes viables ou de pupes en adultes (ils ne tuent pas les larves) ; et (b) inhibiteurs de synthèse de la chitine qui, interférant avec le processus de mue, tuent les larves quand elles muent.

Larvicides d'origine biologique

La bactérie *Bacillus thurigiensis israelensis* (Bti) produit des toxines très actives pour tuer, après ingestion, les larves. Elle est sans danger pour les autres insectes, poissons, homme et animaux supérieurs aux doses normales et suivant la formulation employée, peut être utilisée dans les eaux d'irrigation des cultures vivrières et dans les eaux de boisson (en prenant garde aux contaminants microbiens potentiels dans le produit fini). Elle a le désavantage d'être active par ingestion alors que sa densité l'entraîne au fond et que les larves d'anophèles se nourrissent en surface. Elle se détruit rapidement dans l'environnement et doit donc être réappliquée périodiquement. Une autre bactérie, *Bacillus sphaericus*, produit aussi une toxine dont les caractéristiques sont semblables à celles de Bti mais elle est plus active dans les eaux polluées, tandis que Bti est plus efficace dans l'eau propre.

Tableau 1 Produits et formulations recommandés par WHOPES pour le contrôle des larves de moustiques

Insecticide	Formulation (a)	Dosage de produit actif
Huiles		
Huiles minérales	Solution	142-190 L/ha
Huiles minérales + agent dispersant	Solution	19-47 L/ha
Organophosphorés		
Chlorpyriphos	EC	11-25 g/ha
Fenthion	EC	22-112 g/ha
Pirimiphos-methyl	EC	50-500 g/ha
Temephos	EC, GR	56-112 g/ha
Régulateurs de croissance des insectes		
Diflubenzuron	GR	25-100 g/ha
Methoprene	EC	20-40 g/ha
Pyriproxyfen	GR	5-10 g/ha
Insecticides microbiens:		
B. thurigiensis israelensis	Formulations à relarguage retardé	(b)
B. sphaericus	Formulations à relarguage retardé	(b)

(a) EC = concentré émulsifiable; GR = granulés
(b) Le dosage dépendra de la formulation utilisée.

2. Réduction du contact homme-vecteur

Moustiquaires et autres tissus traités par insecticides

Par leurs effets combinés, on peut classer les moustiquaires imprégnées à la fois dans les moyens de contrôle du moustique adulte et dans la réduction du contact homme-vecteur.

La mise en œuvre des programmes de moustiquaires imprégnées (MTI) fait maintenant partie d'une approche intégrée du contrôle du paludisme dans de nombreux pays. Comme les autres approches, cette intervention nécessite aussi une adaptation aux conditions locales, monitoring et évaluation, recherche opérationnelle, ressources appropriées et capacités, partenariat avec la communauté et actions intersectorielles. En tant qu'intervention de prévention et de contrôle du paludisme, le programme des MTI suit certains principes de base :

- Protection personnelle dans les groupes à haut risque ;
- Contrôle de la transmission avec pour cible une couverture élevée, dépassant par exemple 80% de la totalité de la population.

Les moustiquaires traitées aux pyréthrinoïdes donnent une plus grande protection que les moustiquaires non traitées, par irritation, répulsion et mort des moustiques avant que ceux-ci ne trouvent une place pour piquer à travers le voile. Dans les villages où les moustiquaires imprégnées sont largement utilisées, une réduction de la densité et de la longévité des vecteurs a

souvent été observée. Cependant, un tel effet de masse n'a pas toujours été retrouvé et c'est la seule augmentation de la protection personnelle qui est l'impact le plus important. Les pyréthrinoïdes ont un important effet excito-répulsif sur la plupart des espèces vectorielles et jusqu'à présent, seul ce groupe de composés a prouvé à la fois son efficacité et son innocuité dans le traitement des moustiquaires. On a observé que la présence d'une moustiquaire imprégnée dans une pièce d'habitation pouvait aussi protéger, au moins partiellement, les personnes qui dorment hors de la moustiquaire.

L'actuel manque d'alternative dans la classe d'insecticides utilisée pour l'imprégnation est cause d'inquiétude, parce que l'émergence d'une résistance est toujours possible, bien que ce ne soit pas un problème important actuellement. De plus, au moins dans le cas de *A. gambiae* en Afrique de l'Ouest, on a montré qu'une protection effective pouvait être obtenue même en présence d'une fréquence élevée du gène de résistance *kdr* dans la population vectorielle.

Aspects techniques et opérationnels à prendre en considération dans la planification de programmes MTI

Voici quelques unes des questions concernant les aspects techniques, socio-culturels, économiques et opérationnels qui influencent l'efficacité et la mise en route d'une stratégie MTI et qu'on doit prendre en compte dans la planification :

- Quel est le type de comportement des vecteurs ? Sont-ils plutôt exophages ou endophages ? A quel moment piquent-ils le plus, en relation avec les habitudes de sommeil des habitants ? Les gens sont-ils à l'extérieur (et non sous la moustiquaire) quand les moustiques piquent le plus ?
- Pendant la nuit, quelles sont les habitudes et les déplacements des personnes, en particulier, à quelle heure vont-ils au lit (varie avec l'âge, le sexe, les occupations), autant de données jouant fortement sur l'exposition aux piqûres ?
- Quelle est l'attitude des gens devant l'usage de la moustiquaire ?
- Ont-ils une taille, une forme,une couleur préférée ?
- Qui utilise déjà une moustiquaire ? Où se les procure-t-on et à quel prix ?
- Y a-t-il des variations saisonnières dans l'utilisation des moustiquaires ?
- Comment les gens réagissent-ils à l'insecticide utilisé ?
- Quel est le statut économique de la majorité de la population ? Il affectera la possibilité ou non de l'achat des moustiquaires, de payement des insecticides et de l'imprégnation.

Les chances de pérennisation sont plus élevées si :

- C'est la communauté qui achète les moustiquaires, (il en est de même pour les (ré)- imprégnations).
- Le financement est réalisé par des systèmes de fonds tournants et de recouvrement des coûts . Cependant certaines mises de fonds initiales, p.ex. pour la logistique, la guidance technique, la formation et la création d'un cadre de techniciens, sont capitales.

Un service de fourniture de MTI (permettant aux personnes qui désirent une moustiquaire de se la procurer) a plus de chances d'être bien assuré quand il y a sur place, des structures préexistantes ou pouvant être mises sur pied comme :

- des systèmes de santé en état de fonctionnement au niveau district et zones de santé, soins de santé primaires inclus.
- d'autres systèmes ou réseaux formels ou informels structurés (dans ou hors du secteur de la santé) pouvant atteindre et/ou être accessibles aux communautés. Ceux-ci peuvent être déjà impliqués dans les activités MTI ou ont le potentiel d'y arriver,

- des endroits où le secteur privé ou les services de marketing social atteignent le niveau périphérique.
- des ONGs bien structurées, opérationnelles ou des associations locales déjà engagées dans les activités MTI ou pouvant être motivées .
- des communautés où les chefs jouissent de la confiance de la population.
- Des secteurs où les femmes, influentes dans les soins de santé au sein de la communauté, prennent les décisions dans les ménages, et où le potentiel existe, pour leurs associations, d'être impliquées dans les activités MTI, p.ex. couture et vente de moustiquaires.

Textiles et modèles de moustiquaires

Textiles: les moustiquaires sont faites en coton, ou en fibres synthétiques (nylon, polyester ou polyéthylène). En général, le polyester et le nylon ont la préférence parce qu'ils sont moins chers et plus résistants que le coton, plus faciles à imprégner et plus efficaces pour une même dose d'insecticide.

Mailles : le nombre de trous par inch carré. Par exemple, la maille 156 a 12 x 13 trous par inch carré. La maille 156 est considérée comme standart pour la moustiquaire de lit.

Denier : un denier se définit comme le poids en grammes d'une longueur de 9000 m de fil simple. C'est une indication du poids (et donc de la résistance) du fil. Des fibres de 100 deniers sont solides et souvent recommandées. Des moustiquaires de 70 deniers sont aussi utilisées, bien que trop fragiles.

Couleur : le bleu, le vert ou le rose sont souvent utilisés parce que moins salissants et moins exposés aux problèmes culturels que le blanc. Dans certaines régions cependant, on préfère le blanc.

Forme : Les moustiquaires se présentent sous deux formes, rectangulaires ou coniques (circulaires). Les programmes de grande envergure préconisent généralement les rectangulaires.

Taille :Quatre tailles de moustiquaires rectangulaires sont disponibles dans le commerce (voir tableau 2).

Table 2 Moustiquaires les plus courantes

Taille	Largeur (cm)	Longueur (cm)	Hauteur (cm)
Simple	70	180	150
Double	100	180	150
Familiale	130	180	150
Familiale-X	190	180	150

Les moustiquaires coniques font à peu près 8,76 m^2 pour les simples, 10,20 m^2 pour les doubles, 11,64 m^2 pour la familiale, et 14,52 m^2 pour la familiale-X.

Procédure d'imprégnation des moustiquaires

Procédure d'imprégnation. Les moustiquaires sont traitées par trempage dans des cuvettes ou des sacs de plastique contenant l'insecticide mélangé à l'eau. Pour simplifier la procédure, une dose d'insecticide est ajoutée à 0,5 ou 2 litres d'eau claire (pour respectivement des moustiquaires en polyester ou en coton, quelque soit leurs tailles. Ces doses ont été calculées sur les concentrations recommandées les plus élevées et pour une moustiquaire familiale de 15 m^2 . On espère qu'elles permettront une persistance plus longue (entre autres, plus de lavages) et qu'elles auront un impact visible sur la nuisance due aux autres moustiques que les anophèles. Cet impact est important pour avoir une plus grande adhésion de la population, puisque c'est là le principal facteur motivant pour l'utilisation des moustiquaires imprégnées.

Table 3.a Quantité d' insecticide recommandée pour le traitement des moustiquaires

Produit insecticide[a]	Dosage par moustiquaire
Alpha-cypermethrin 10%SC	6 ml
Cyfluthrin 5%EW	15 ml
Deltamethrin 1%SC	40 ml
Deltamethrin WT	Un comprimé
Etofenprox 10%EW	30 ml
Lambda-cyhalothrin 2.5%CS	10 ml
Permethrin 10%EC	75 ml

[a] SC = concentré en suspension aqueuse; EW = émulsion, huile dans l'eau; WT = comprimé dispersible dans l'eau; CS = suspension en capsules (microencapsulé); EC = concentré émulsifiable.

Les moustiquaires peuvent être traitées par des particuliers (traitement à domicile) ou au niveau communautaire (traitement de masse). Des kits « trempez-la vous même » pour traitement à domicile peuvent être trouvés dans le commerce, dans les centres de santé ou auprès de programmes communautaires spéciaux. Les traitements de masse sont pratiqués par un personnel bien formé, dans les centres de traitement ou par des équipes mobiles. Après trempage, sortir la moustiquaire mouillée du récipient, la tordre délicatement pour enlever l'excès de liquide ou la laisser égoutter au dessus du dit récipient. Faire sécher à plat sur une feuille de plastique ou toute autre surface propre, non absorbante, à l'ombre, en évitant la lumière directe du soleil.

Insecticides et formulations pour traitement. Les tableaux 3.a et 3.b donne la liste des insecticides recommandés par l'OMS (WHOPES) pour le traitement des moustiquaires.

Table 3.b Produits insecticides recommandés pour le traitement des moustiquaires (WHOPES)[4]

Produit insecticide [a]	Dosage (produit actif (a.i.) en mg/m² de toile)
Alpha-cypermethrin 10%SC	20-40
Cyfluthrin 5%EW	50
Deltamethrin 1%SC and WT25%	15-25
Etofenprox 10%EW	200
Lambda-cyhalothrin 2.5%CS	10-20
Permethrin 10%EC	200-500

[a] SC = concentré en suspension aqueuse; EW = émulsion, huile dans l'eau; WT = comprimé dispersible dans l'eau; CS = suspension en capsules (microencapsulé); EC = concentré émulsifiable.

Consignes de sécurité. Alors que l'usage des pyréthrinoïdes pour le traitement des moustiquaires aux doses recommandées ne constitue pas ou peu de danger pour ceux qui traitent les moustiquaires, la fourniture d'insecticide au comptoir (OTC) pour le traitement des moustiquaires par les habitants exige des précautions particulières. Il est dès lors fortement recommandé que les insecticides destinés à l'imprégnation à domicile soient commercialisés en dose unique. De plus, s'il s'agit de liquide en bouteille, l'usage du bouchon de sécurité doit être obligatoire. La fourniture au magasin de perméthrine à forte concentration (p.ex. concentré émulsifiable à 50%), doit être évitée. De telles concentrations de perméthrine ne peuvent être utilisées que par des équipes entraînées.

Une toxicité aiguë ou une irritation peuvent cependant survenir après manipulation d'insecticide pendant l'imprégnation (voir annexe). Le personnel chargé de traiter un nombre élevé de moustiquaires court un risque plus grand que la population qui traite occasionnellement ses propres moustiquaires. L'utilisation de gants de caoutchouc est impérative ; des masques protégeant la bouche et le nez doivent être portés en cas d'imprégnation d'un grand nombre de moustiquaires, surtout par des concentrés émulsifiables.

Distribution des moustiquaires et ré-imprégnation. Les MTI sont parfaitement adaptées au principe du recouvrement des coûts, puisqu'elles procurent une protection individuelle. Dans la plupart des programmes en cours, la distribution est assurée par le secteur privé, le secteur public ne s'occupant seulement que de la promotion, l'information et le marketing social. Il n'y a pas encore assez d'informations sur les possibilités pour de tels programmes d'atteindre les endroits les plus éloignés et les couches les plus pauvres de la population, celles qui souffrent le plus du paludisme. Des moyens devraient être mis en place pour compenser les « ratés du marché » et améliorer l'accessibilité aux moustiquaires imprégnées des populations marginalisées.
Il est évident que les gens acceptent et utilisent les moustiquaires parce qu'elles protègent contre la nuisance des moustiques, y compris les Culex. Il est dès lors essentiel d'apporter un changement de

[4] WHO spécifications for pubic headline pesticides are avalasse on the WHOPES homepage on the Internet at www.who.int/ctd/whopes.

comportement des communautés par une patiente éducation, par la diffusion du message que c'est contre le paludisme que les MTI protègent et en faisant la promotion de leur utilisation pendant la saison de basse densité des vecteurs.

Marketing social des MTI. Il commence par les méthodes du marketing commercial —atteinte du consommateur, segmentation du marché, étiquetage, publicité par les médias— pour créer une demande pour les produits et les services du secteur de santé. Le marketing social a pour but de satisfaire un besoin social tandis que le marketing traditionnel a pour but de réaliser un bénéfice maximal. Il peut inclure des subsides pour des produits (moustiquaires et insecticides) et des services et tenter de trouver un équilibre entre prix abordables et recouvrement des coûts. Par exemple, dans de nombreux pays d'Afrique, une ONG sans but lucratif (Population Services International) a fait du marketing social de moustiquaires imprégnées en combinant l'éducation pour encourager leur utilisation à une fourniture gratuite aux plus pauvres avec l'aide du secteur privé. Les MTI et les insecticides sont étiquetés, présentés dans un emballage attrayant, distribués largement, mis en réclame de façon efficace dans des groupes cibles sélectionnés et vendus à un prix abordable.

Quand le mettre en œuvre ? Une attention spéciale doit être donnée aux systèmes de distribution des moustiquaires et aux ré-imprégnations périodiques par insecticides. Les activités incombant au Programme de contrôle du paludisme devront être adaptées à la méthode de distribution, dès l'adoption de la mesure.

Un problème difficile se pose ensuite, surtout quand les ré-imprégnations sont payantes : l'établissement de cycles de retraitement basés sur les besoins épidémiologiques, l'effet résiduel des produits sur les différents textiles, les habitudes de lavage des moustiquaires.

D'un point de vue épidémiologique, le maximum de protection est requis pendant la saison de transmission ou au moment des pics, si celle-ci est pérenne. Quand les programmes de contrôle jouent un rôle actif dans la distribution, qu'elle soit gratuite ou subsidiée, le retraitement est normalement entrepris à des occasions spéciales, telles que la Semaine (ou la journée) Nationale d'action contre le Paludisme ou la Journée de la Santé. Ceci doit être programmé, si possible, pour assurer le maximum de couverture par moustiquaires fraîchement traitées pendant la saison de transmission. Même si la distribution est entièrement commercialisée, des manifestations officielles devront être organisés juste avant le début de la période de transmission pour promouvoir et expliquer l'utilisation des moustiquaires traitées par les insecticides.

La périodicité des ré-imprégnations devra être choisie après des investigations locales qui détermineront l'effet résiduel effectif de l'insecticide dans les conditions d'utilisation dans la région (climat, exposition directe au soleil, habitudes de lavage…). Ces études détermineront la meilleure méthode de lavage des moustiquaires, en tenant compte des effets des savons locaux, de l'utilisation d'eau chaude, des conditions de séchage, de la fréquence des lessives etc. On en fera la promotion par l'information, l'éducation et la communication et, pendant les opérations de traitement, par des événements promotionnels.

Si les moustiquaires sont vendues dans le commerce et les particuliers responsables du traitement, les utilisateurs devront être informés que, s'ils lavent leurs moustiquaires plus souvent que ce qui est recommandé, ils devront les réimprégner plus souvent. Partout où cela est possible, il est préférable de fournir gratuitement l'insecticide aux groupes pauvres et vulnérables.

Quand un risque d'épidémie est détecté ou même au début d'une épidémie, il est recommandé une opération de ré imprégnation dans les régions où la couverture par moustiquaires est élevée, à condition que ceci n'interfère pas avec la mise en œuvre de mesures de contrôle d'urgence qui pourraient être plus efficaces.

Moustiquaires imprégnées « longue durée »

Ces moustiquaires sont prétraitées et ne nécessitent pas de réimprégnation pendant toute la durée d'utilisation (4-5 ans en général). Elles présentent beaucoup d'avantages sur les moustiquaires conventionnelles. Elles excluent la nécessité du retraitement (un des principaux obstacles à l'utilisation des MTI dans beaucoup de régions endémiques). Elles évitent les problèmes de stockage et de manipulation des insecticides par des particuliers et réduisent dans la communauté l'utilisation de ces produits minimisant le risque d'accidents pour l'environnement par relarguage dans les étendues d'eau naturelles.

La moustiquaire Olyset Net® en est un exemple. Elle est en polyéthylène 100% de haute densité mélangé à la perméthrine 2% (correspondant à environ 1000 mg de produit actif par m^2). L'insecticide est mélangé dans le polyéthylène en fusion avant que la fibre ne soit constituée. Il sera ensuite relargué lentement.. Par ce procédé, l'efficacité résiduelle est plus longue que celle de moustiquaires imprégnées de manière conventionnelle. Après lavage, l'efficacité biologique est diminuée temporairement mais elle se restaure par diffusion d'insecticide de l'intérieur de la fibre. Par exemple, des études récentes ont montré qu'une moustiquaire Olyset Net lavée 10 fois retrouvait son efficacité en moins de 15 jours.

Autres textiles imprégnés d'insecticides

Des rideaux, des hamacs peuvent être traités avec des insecticides pyréthrinoïdes et utilisés pour réduire le contact homme-vecteur. Des rideaux aux portes et fenêtres peuvent être un très important complément aux moustiquaires dans les zones où le taux de piqûre est significativement élevé en début de soirée, avant que les gens n'aillent au lit.

Amélioration de l'habitat

Les initiatives des ménages ou des communautés pour améliorer la qualité des habitations dans le but d'empêcher l'entrée des moustiques et leur repos à l'intérieur (plans, constructions, transformations y compris la pose de moustiquaires aux ouvertures) peuvent avoir des effets plus permanents. L'amélioration de l'habitat pourrait aussi améliorer les conditions de vie et la santé générale et par là, aider au développement. Cette option intéresse aussi les plans de peuplement, y compris les projets de développement.

Les habitations frustes exposent à un risque plus élevé de paludisme. Les maisons incomplètes (pans de murs manquants, portes ou fenêtres non protégées, sans plafond) favorisant l'entrée des moustiques, les maisons avec murs et planchers humides favorisant le repos de l'insecte augmentent le risque de paludisme. Leur protection par des moustiquaires aux fenêtres, aux avancées de toits, aux portes est une méthode efficace si elle est bien faite et entretenue. Toute implantation de nouvelles habitations devra être soigneusement planifiée (plan, matériaux de construction, localisation par rapport aux gîtes larvaires) pour prévenir le paludisme.

Répulsifs, serpentins anti-moustiques et vêtements protecteurs

L'utilisation de répulsifs et de vêtements protecteurs est surtout utile pour les gens qui se trouvent à l'extérieur pendant les pics d'activité des vecteurs. La plupart des répulsifs ont une durée d'action très courte (huit heures).

Répulsifs

Les répulsifs existent sous forme de crème, de lotion ou d'aérosol. Ils peuvent être appliqués directement sur la peau ou sur les vêtements. L'usage de répulsifs est une mesure de protection individuelle pouvant être recommandée comme complément à l'utilisation de moustiquaires de lit ou de protection de la maison, à employer à la tombée du soir, avant de se retirer sous la moustiquaire ou par ceux qui doivent rester dehors pendant une partie de la nuit. En cas d'épidémie, les répulsifs ont été distribués par certains programmes de contrôle, bien que leur rapport coût-efficacité soit douteux.

Spirales anti-moustiques

Certains insecticides tuent ou tiennent les moustiques à distance par un effet aérien lorsqu'ils sont vaporisés par chauffage. Les spirales sont très populaires et largement utilisées comme insecticides vaporisés. Une fois allumés, les spirales brûlent lentement et régulièrement pendant 6 à 8 heures, libérant l'insecticide dans l'air.

Vêtements protecteurs

Les vêtements qui couvrent la plus grande partie du corps (vestes et chemises à manches longues, pantalons et chaussettes) peuvent fournir un certain niveau de protection personnelle contre les piqûres de moustiques.

3. Le contrôle des moustiques adultes

*Pulvérisations intra domiciliaires résiduelles (*indoor residual spraying *ou IRS)*

Dans les années 1950 et 60, l'IRS a contribué de manière significative au contrôle du paludisme qui a été, à cette époque, éradiqué de nombreuses parties du monde. Elle demeure donc une option valable pour le contrôle du paludisme lorsqu'elle est appliquée dans des circonstances appropriées. Cependant, l'application continue d'insecticides à grande échelle n'est pas pérennisable à cause du prix (achat d'insecticides et opérations de pulvérisation), de la résistance acquise par le vecteur et des risques pour l'environnement.

Conditions pour l'utilisation et l'efficacité de l' IRS

L'IRS ne peut être recommandé que si

- une majorité des vecteurs est endophile
- la population vectrice est sensible aux insecticides choisis.
- une fraction importante des maisons ou des structures situées dans des aires opérationnelles offrent des surfaces pulvérisables
- la pulvérisation peut être faite correctement

Les moustiques sont au repos pendant leur cycle gonotrophique à différents endroits : à l'intérieur des habitations humaines, dans des abris pour animaux à l'extérieur, sur la végétation. Leurs endroits préférés dans la maison sont les murs, les avancées du toit, les dessous de meubles et les

endroits frais, sombres et humides. Dans les maisons pulvérisées, on s’attend à ce que les vecteurs se reposant sur les surfaces traitées absorbent une dose létale d’insecticide et meurent.

Critères pour l’IRS sélectif.

La nécessité de ressources importantes, les besoins de produits importés, les craintes pour l’environnement, et les possibilités d’apparition de résistance obligent à un ciblage sévère de l’IRS.

Comme pour toute intervention de contrôle, la sélection de la pulvérisation intra domiciliaire requiert une définition précise de la population à traiter et des régions où la mesure devrait être appliquée. La situation épidémiologique détermine quelles régions recevront une couverture totale pendant une période relativement longue et lesquelles ne seront couvertes qu’après détection de certains facteurs de risque.

Dans les régions à traiter, l’IRS exige, en principe, une couverture totale de tous les endroits possibles où le vecteur peut se reposer, au moins pendant les premières heures qui suivent son repas de sang et pendant sa recherche d’un l’hôte, à l’intérieur d’une entité épidémiologique.

Une **entité épidémiologique** est la surface où le vecteur circule librement entre plusieurs gîtes larvaires et plusieurs sources de repas sanguins pour maintenir sa population . Elle peut être aussi petite qu’un groupe isolé de maisons parsemé de nombreux gîtes larvaires. L’extension et l’intensité du problème du paludisme et la mobilité de la population affectée détermineront la taille de l’entité d’intervention. Elle peut être aussi étendue qu’une vallée entière ou peut varier dans des fourchettes d’altitude.

Les principales indications pour l’utilisation de l’IRS dans le contrôle du paludisme sont

- Le contrôle des épidémies, détectées à un stade précoce de leur développement et où les pulvérisations peuvent être réalisées suffisamment tôt pour couper les pics de transmission .
- Le contrôle de la transmission saisonnière dans les régions à mortalité et morbidité avec cas graves élevées, pour réduire les pics d’incidence
- La prévention d’épidémies à la suite de signaux d’alarmes significatifs de risque dans des régions à potentiel épidémique (p.ex. pluies anormalement abondantes ou sécheresse, produisant une augmentation du nombre de gîtes larvaires, humidité ou température élevées, migration de grands groupes de population non immunes vers des régions endémiques).
- L’existence de risques spéciaux, p.ex. populations non immunes exposées temporairement à un risque de paludisme (réfugiés dans des camps, immigrants dans des projets de développement), protection de camps de travailleurs, de postes militaires ou de police .
- La réduction de la transmission et de l’essaimage de parasites résistants aux médicaments dans des régions à gros problèmes de chimiorésistance.

Planification de l’IRS

La planification des opérations de pulvérisation fait intervenir une stratification et une délimitation des régions à couvrir, avec une définition plus précise des frontières opérationnelles, des fréquences et du moment des applications (c.à.d. les macro- et micro analyse de l’information pour sélectionner les cibles).

Aspects à considérer au cours de la planification

- La transmission et le problème du paludisme sont souvent focaux et peuvent varier avec l’endémicité et la densité du vecteur même au sein de petites zones.
- Un indicateur global comme l’incidence parasitaire annuelle, ne devrait pas constituer le seul critère pour entreprendre l’IRS. Une micro-analyse (micro-stratification) est nécessaire pour cibler l’IRS.

- La taille des zones opérationnelles est influencée par la distribution du vecteur, la distance des gîtes larvaires importants, la distance de vol des vecteurs, les caractéristiques démographiques et la distribution du paludisme.
- L'IRS peut être limitée à certaines régions géographiques spécifiques, certains villages, et certaines périodes de l'année.

La première décision à prendre est de savoir si l'IRS est une intervention adéquate pour le problème du paludisme dans la région concernée. Le choix devrait reposer sur une évaluation des résultats d'activités antérieures de contrôle des vecteurs dans cette même région. Pour améliorer l'interprétation des rapports existants, il sera nécessaire de récolter des informations sur la biologie et le comportement des vecteurs locaux.

Pour que l'IRS ait des chances de réussir, à part le choix d'un insecticide efficace, il faudra réunir les conditions suivantes.

- Il est préférable que le vecteur soit endophile. Cependant les pulvérisations peuvent être efficaces sur des vecteurs partiellement exophiles, c.à d. se reposant à l'intérieur seulement quelques heures après la piqûre et passant ensuite à l'extérieur la plus grande partie du temps nécessaire à la digestion du sang et le développement des œufs.
- Les habitations humaines doivent avoir des parois sur lesquelles l'insecticide peut être appliqué.
- Enfin, la couverture souhaitable doit être obtenue avant, et maintenue pendant toute la saison de transmission. C'est particulièrement important pour le contrôle des épidémies. Lorsqu'une épidémie est reconnue suite une augmentation alarmante du nombre des cas de paludisme, il est essentiel de s'assurer que la transmission a des chances de continuer. L'IRS n'est pas recommandée lorsque l'épidémie diminue et que la transmission est en train de s'arrêter.

Définition des cibles pour l'application

Les cibles effectives à traiter doivent être clairement définies. Une reconnaissance géographique de la région doit être conduite pour l'établissement de cartes et de directives pour les pulvérisateurs :

Aires à traiter : Les entités d'intervention, préalablement définies, devraient être cartographiées ou clairement marquées pour être facilement reconnues par les escadrons de pulvérisateurs. Les cartes et/ou les critères d'identification devraient être disponibles pour guider les responsables des opérations de pulvérisation.

Structures. Les types de structures à traiter doivent être sélectionnées et doivent inclure toutes les habitations humaines où le contact homme-vecteur peut avoir lieu. Par exemple, dans beaucoup de régions rurales, les gens passent une grande partie de leur temps dans des « huttes » à proximité de leurs champs qui peuvent jouer un rôle non négligeable dans la transmission. De même, d'autres structures, comme les abris pour animaux, les latrines, les magasins ou réserves, peuvent être d'importantes places de repos pour des moustiques gorgés.

Surfaces pulvérisables. L'IRS exige une couverture importante des endroits potentiels de repos, y compris toutes les parois, plafonds et mobilier. La pulvérisation des rebords de fenêtres et des deux faces des portes est souvent nécessaire, puisque elles peuvent être une place de repos provisoire pour les vecteurs à leur entrée ou sortie de la maison.

Exigences logistiques et organisationnelles de l'IRS

L'IRS exige une couverture importante pour être efficace. Elle doit être :

- totale (toutes les habitations sont traitées)

- complète (toutes les surfaces pulvérisables sont traitées)
- suffisante (assurer une application uniforme de la dose requise sur toutes les surfaces pulvérisables)
- régulière (la pulvérisation doit être répétée à des intervalles réguliers pour assurer la présence d'un résidu effectif pendant toute la saison de transmission).

La nécessité de couvrir toutes les maisons implique une connaissance détaillée de la géographie de la région est nécessaire et que toutes les maisons excentriques et les populations dispersées soient traitées. Une reconnaissance géographique est généralement requise pour mettre à jour les cartes locales et les données de recensements. La satisfaction de ces standards demande une organisation compétente et disciplinée, avec des équipes de pulvérisateurs convenablement équipés et entraînés ainsi qu'un support logistique efficace. Traditionnellement, l'IRS est menée sur le modèle opérationnel des campagnes d'éradication du paludisme des années 50 et 60, qui reposaient sur une organisation centralisée autonome. Ces conditions n'existent plus et la nécessité d'une telle centralisation est remise en question dans beaucoup de pays prenant au contraire le chemin de la décentralisation. Quoiqu'il en soit, une attention spéciale doit être portée sur :

- la logistique du support opérationnel, les fournitures, la supervision et le contrôle
- la planification des applications régulières et la guidance technique pour les opérations décentralisées
- la responsabilité des individus et de la communauté. Les opérations décentralisées bénéficieront des compétences locales, encouragées par la participation des communautés.

Sélection d'insecticides pour l'IRS

Les insecticides utilisés pour les pulvérisations ont les formulations suivantes :
Poudre dispersible dans l'eau (insecticide en poudre sèche additionnée d'un agent tensioactif qui permet sa dissolution dans l'eau). Prêt à être mélangé à l'eau pour former un spray contenant normalement 1 à 5% de produit actif.
Concentré émulsifiable (solvant plus agent émulsifiant dans lequel l'insecticide est dissous). Mélangé à l'eau, il forme une émulsion pour traiter des surfaces délicates ; il ne produit pas de taches— plus cher.
Concentré en suspension (particules d'insecticide avec agent mouillant et eau, donnant une suspension aqueuse) — ininflammable, action de longue durée, mais moins efficace que les poudres dispersibles dans l'eau sur les surfaces poreuses .

Le choix d'un insecticide et sa formulation doivent être basés sur la sensibilité des vecteurs locaux, les caractéristiques des différents composés et les formulations des composés disponibles (p.ex. l'effet résiduel), et leur coût. L'information sur les produits approuvés par WHOPES pour l'IRS est donnée au tableau 4.

Tableau 4. Insecticides recommandés par WHOPES pour l'IRS contre les vecteurs du paludisme

Produits Insecticides et formulations[a]	Classe[b]	Dosage (g/m^2)	Mode d'action	Durée d'actrivité efficace (en mois)
Bendiocarb WP	C	0.1-0.4	Contact & aérien	2-6
Propoxur WP	C	1-2	Contact & aérien	3-6
DDT WP[c]	OC	1-2	Contact	>6
Fenitrothion WP	OP	2	Contact & aérien	3-6
Malathion WP	OP	2	Contact	2-3
Pirimiphos-methyl WP & EC	OP	1-2	Contact & aérien	2-3
Alpha-cypermethrin WP & SC	P	0.02-0.03	Contact	4-6
Bifenthrin WP	P	0.025-0.050	Contact	3-6
Cyfluthrin WP	P	0.02-0.05	Contact	3-6
Deltamethrin WP	P	0.01-0.025	Contact	2-3
Etofenprox WP	P	0.1-0.3	Contact	3-6
Lambda-cyhalothrin WP	P	0.02-0.03	Contact	3-6

[a] EC = concentré émulsifiable ; WP = poudre mouillable; SC = concentré en suspension ;
[b] OC = organochloré; OP = organophosphoré; C = carbamate; P = pyréthrinoïde.
[c] Pour les conditions d'utilisation du DDT, voir la Convention de Stockholm sur les polluants organiques persistants (POPs) (UNEP, 2001).

Les premières considérations pour le choix d'un insecticide (et sa formulation) devraient être son efficacité démontrée contre le vecteur local et sa sécurité d'emploi. Les tests de sensibilité doivent donc être la première chose à faire. Même si un insecticide est efficace ailleurs, il faut conduire de petits essais sur le terrain pour en déterminer l'efficacité et en préciser l'effet résiduel dans les conditions locales.

Une fois l'insecticide sélectionné et sa formulation appropriée choisie, il est essentiel d'en étudier la qualité. Des produits qui paraissent similaires peuvent ne pas contenir la même concentration d'ingrédient actif. Même si la concentration est correcte, le produit peut être mal formulé et donner une suspension non homogène, bloquant les appareils de pulvérisation et donnant une couverture irrégulière de la surface à traiter. Il peut aussi se détériorer rapidement pendant le stockage et produire des dérivés toxiques.

WHOPES peut aider les programmes nationaux dans le contrôle de qualité des pesticides. Cet organisme peut aussi fournir les spécifications, critères et lignes de conduite dans ce but[5]. Les procédures peuvent être effectuées dans des Centres collaborateurs pour le compte des programmes. Le représentant OMS dans le pays peut renseigner sur la manière d'utiliser les services d'approvisionnement que propose l'OMS

Pour pouvoir sélectionner, importer et utiliser des insecticides, on doit pouvoir disposer de mécanismes régulateurs : les politiques nationales et les législations pour la santé publique. Celles-ci assureront la sécurité, la qualité et l'efficacité des insecticides, et à long terme, conduiront à une gestion de la résistance des vecteurs. L'enregistrement des insecticides doit être basé sur des

[5] WHO (2000) Guidelines for the purchase of public headline pesticides. Geneva, WHO, *document WHO/CDS/WHOPES/2000.1*

données d'évaluations adéquates (provenant de WHOPES, et aussi ,si possible, d'études faites dans le pays même).
Les insecticides importés et utilisés doivent être conformes aux spécifications pour la santé publique. Lors de l'achat, les rapports de conformité doivent être exigés et examinés par une institution indépendante avant même que le produit en question ne quitte l'endroit ou le pays où il a été fabriqué.

Résistance

Le développement potentiel de résistance aux insecticides est une menace courante pour tout programme basé sur l'utilisation continue ou répétée de l'IRS. Il est dès lors très important de suivre périodiquement l'évolution de la sensibilité pendant les opérations programmées (voir Unités 4 et 8).

La résistance est souvent le résultat de l'utilisation du même insecticide ou d'un insecticide proche dans des applications à l'air libre, surtout dans l'agriculture. La sélection du produit à utiliser pour l'IRS devrait donc être basée non seulement sur la détermination de la sensibilité des vecteurs mais aussi sur l'utilisation générale d'insecticides dans la région. Il serait souhaitable aussi d'étudier l'histoire de tout développement de résistance dans la région ou dans des régions voisines et de la résistance de la même espèce vectrice dans d'autres régions.

Les mêmes remarques s'appliquent au fait que le vecteur peut se mette à éviter le contact avec les surfaces traitées. Il est donc nécessaire de surveiller tout changement possible dans son comportement par des pièges de sortie ou l'observation des repas pris sur l'homme.

Il n'y a pas de méthode fiable pour prévenir l'apparition de résistance. Certains procédés peuvent être néanmoins utiles :

L'utilisation sélective de l'insecticide par restriction des surfaces d'application à des endroits ou des périodes de risque reconnu permet, autant que faire se peut, la dilution des gènes de résistance dans la population anophélienne générale. Une telle utilisation sélective doit s'appliquer à tous les insecticides utilisés dans la région concernée, y compris ceux utilisés pour lutter contre la nuisance des insectes et dans l'agriculture.
Les mélanges d'insecticide de familles différentes peuvent aussi être utilisés, à condition qu'il n'y ait pas de résistance aux produits utilisés dans le mélange dans la région concernée. De tels mélanges devraient être fabriqués par l'industrie pour éviter les problèmes d'incompatibilité de produits ou de formulations sur le terrain. La sécurité du mélange devrait aussi être confirmée.

La pulvérisation en mosaïque.

Les insecticides doivent être alternés. Bien que ceci puisse poser des problèmes logistiques et d'acceptation et que ce n'ait jamais été systématiquement fait en pulvérisations intra domiciliaire, ce pourrait être plus simple que l'utilisation simultanée de deux insecticides. Le changement d'insecticide n'est normalement fait qu'après l'apparition de la résistance, mais peut-être que l'alternance programmée permettrait à deux insecticides de rester actifs plus longtemps que le changement pour un autre lorsque la résistance est observée et retour au premier, si la résistance venait à diminuer.

Acceptabilité

La pulvérisation des maisons requiert la couverture coordonnée de toutes les surfaces traitables à des intervalles réguliers (cycle de pulvérisation). Le but est de recouvrir toutes les surfaces potentielles de repos des vecteurs d'une dose efficace d'insecticide pendant la durée totale de la période où la transmission doit être contrôlée.

Lorsqu'on veut utiliser la pulvérisation résiduelle, un plan doit être élaboré pour assurer que la couverture requise sera atteinte pendant la période spécifiée et que les ressources budgétaires et humaines seront disponibles dans ce but.

Que la pulvérisation soit faite par une firme spécialisée ou par la communauté elle-même, la pulvérisation intra domiciliaire exige la collaboration de la population qui peut se fatiguer si elle n'est pas consciente en permanence, de la nécessité du contrôle vectoriel. C'est particulièrement important lorsque certains bénéfices immédiats de la pulvérisation, comme la réduction de la nuisance, se perdent avec le temps. Il est donc essentiel de maintenir un contact dynamique avec la communauté par une information effective et des mécanismes d'éducation et de communication.

Dosage

Le dosage représente la quantité d'insecticide appliquée par unité de surface. Il est habituellement exprimé en grammes ou en milligrammes de produit actif par mètre carré de surface pulvérisable. Les doses varient considérablement d'après l'insecticide. La plupart des pyréthrinoïdes sont efficaces à des doses de 10 à 50 mg/m^2, alors que le DDT, les organophosphorés et les carbamates s'utilisent en général à la dose de 1 à 2 g/ m^2.

Préparation des maisons pour la pulvérisation

Une pulvérisation correcte demande une préparation des locaux à pulvériser. En particulier, tous les aliments, ustensiles de cuisine, literie et vêtements doivent être sortis de la maison avant que la pulvérisation ne commence, pour les protéger du contact avec l'insecticide. Le mobilier transportable ainsi que tous les meubles adossés à des parois doivent être déplacés pour que tous les murs et les côtés des meubles puissent être traités.

Quand pulvériser ?

La répétition des opérations de pulvérisation à des intervalles réguliers est appelée le « cycle de pulvérisation ». C'est l'intervalle entre les passages, p.ex. cycle de 6 mois. Chaque pulvérisation de toutes les maisons pulvérisables dans la zone sur une période de temps, s'appelle un « round de pulvérisation ». Les exigences épidémiologiques et l'effet résiduel de la formulation d'insecticide sur les principales surfaces traitables détermineront la fréquence des cycles de pulvérisation.

Dans les régions à transmission saisonnière, l'insecticide choisi devrait être efficace pour la période pendant laquelle la transmission existe. Les régions qui demandent une protection continue doivent être pulvérisées régulièrement. L'exigence d'une couverture effective pendant la saison de transmission implique que la pulvérisation de toute la région soit terminée avant le début de la dite saison de transmission (souvent la saison des pluies). Cette exigence a des implications opérationnelles qui doivent être prises en compte, particulièrement lorsque les pulvérisations doivent être conduites par des services décentralisés, pour assurer la livraison en temps voulu des produits et du matériel, ainsi que la formation des équipes de pulvérisateurs.

Techniques de pulvérisation résiduelle

L'application de l'IRS a été standardisée dans le monde entier. Il est toujours nécessaire de vérifier les pratiques de travail des agents pulvérisateurs pour s'assurer que ni les hommes ni l'environnement ne soient mis en danger. C'est particulièrement important lorsque des insecticides de plus grande toxicité aiguë doivent être utilisés.

L'IRS exige l'application d'une dose uniforme d'insecticide sur toute les surfaces pulvérisables. Le mieux est d'utiliser des pulvérisateurs à pression préalable conformes aux normes de l'OMS (fig. 1). Ils sont assez robustes pour maintenir la pression nécessaire à la production d'un jet étalé homogène et résiste à la manipulation sur le terrain. Les normes de l'OMS WHO/VBC/89.970 couvrent les exigences de qualité. Ces pulvérisateurs doivent être munis d'un embout produisant le jet et le débit requis, et être pourvus d'un manomètre ou de valves de contrôle de débit gradués pour délivrer la quantité demandée pour l'application. Les embouts sont assez rapidement érodés par les suspensions d'insecticide sous haute pression et doivent donc être faits en matériau résistant (acier renforcé, céramiques, etc.) et être contrôlés fréquemment pour éviter le gaspillage de l'insecticide ou des dosages irréguliers.

Le manuel WHOPES sur l'IRS[6] décrit les procédures pour une utilisation sûre et efficace des insecticides et traite aussi de l'entretien du matériel. La pulvérisation est appliquée en jets de 75 cm de largeur. Les lés successifs doivent se recouvrir de 5 cm. Pulvériser du plafond vers le sol dans un mouvement régulier descendant pour compléter un lé. Faire un pas de côté et pulvériser de bas en haut, du sol au plafond. (fig. 2).

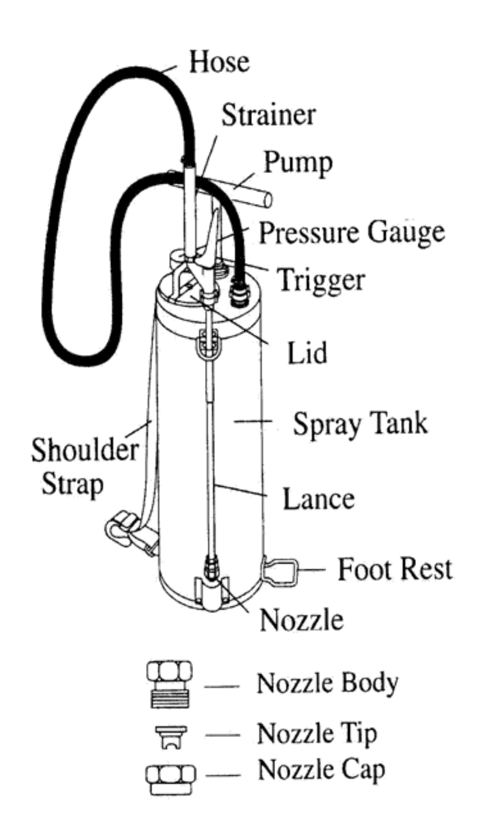


Figure 1 Pulvérisateur à pression préalable approuvé par l'OMS

[6] WHO (2000) Manual for indoor residual spraying. Application of residual sprays for vector control. Geneva, document WHO/CDS/WHOPES/GCDPP/2000.3

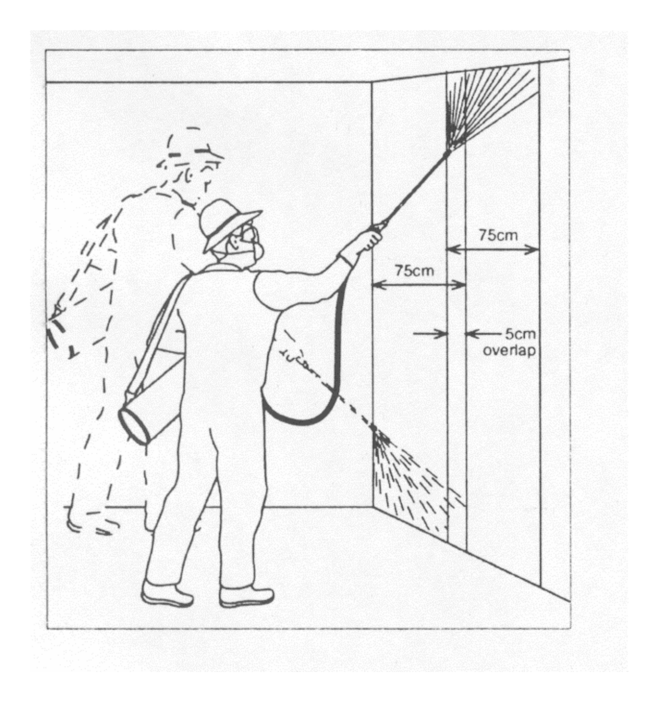


Figure 2 Technique de pulvérisation

Mesures de protection

La sécurité d'utilisation d'insecticides pour l'IRS demande un certain nombre de précautions.

L'élimination ou la protection physique de tous les produits alimentaires et ustensiles de cuisine est impérative. De plus, les habitants doivent être avertis de ne pas entrer dans un local traité avant que l'insecticide ne soit sec et de laver les sols avant de permettre la libre entrée dans la maison. C'est particulièrement important pour des familles avec petits enfants ou animaux domestiques d'intérieur qui ont un contact plus important avec le sol.

L'utilisation d'équipement protecteurs et de pratiques de travail sûres sont essentielles pour éviter ou réduire la contamination par l'insecticide du personnel (pulvérisateurs, emballeurs, mélangeurs). Dans la plupart des programmes de pulvérisation utilisant des insecticides de basse toxicité aiguë (comme le DDT) , il est suffisant de porter des « overalls », des chapeaux à larges bords pour couvrir la nuque des « overalls », des gants et des souliers ou des bottes (dont l'ouverture est couverte par le pantalon de « l'overall »). Les insecticides plus toxiques ou plus irritants exigent des équipements protecteurs plus élaborés comme des masques, des lunettes de protection, des visières et des masques à gaz.

Les emballeurs et les mélangeurs encourent un risque plus élevé de contamination et doivent donc porter des gants de caoutchouc, des masques ou masques à gaz et protéger leurs yeux par une visière de plastique transparent attaché au chapeau. La tendance actuelle est à la livraison par le fabricant, de quantités pré-emballées pour charger une pompe, de préférence en sachets solubles dans l'eau, qui peuvent être versés directement dans le réservoir. Les emballeurs et les mélangeurs ne sont dès lors plus nécessaires. Les formulations sous forme de concentrés pour suspension et de concentrés émulsifiables en conteneurs-doseurs et les formulations en granulés dispersibles dans l'eau sont aussi disponibles et limitent l'exposition pendant la préparation du réservoir de pulvérisation.

Les chefs d'équipe doivent insister sur le respect des règles de sécurité et l'utilisation d'équipement protecteurs adéquats. Ils doivent connaître les signes précoces d'intoxication et surveiller chez les membres de leur équipe, l'apparition de signes d'empoisonnement.

Il est nécessaire de toutes façons de prendre les précautions élémentaires pour prévenir les contaminations :

- Se laver les mains et la figure après chaque remplissage de la pompe.
- Interdiction de manger, boire ou fumer pendant les opérations.
- Ne pas exposer les pulvérisateurs à l'insecticide plus de 6 heures par jour.
- Laver les vêtements de protection et les chapeaux quotidiennement, spécialement quand ils ont été fort contaminés.
- Les pulvérisateurs doivent se doucher à la fin de chaque journée de travail, surtout s'ils ont travaillé avec des insecticides organophosphorés.
- Si des masques à gaz sont utilisés, ils doivent être ajustés autour du nez et de la bouche, ils doivent être lavés et séchés et la capsule doit être changée quotidiennement ou chaque fois qu'elle est obstruée.

Les conteneurs d'insecticides vides doivent être collectés par l'équipe de superviseurs et ramenés au dépôt central pour élimination correcte par un staff qualifié, en accord avec les directives FAO.WHO/UNEP[7]. Il est aussi essentiel de suivre les recommandations pour l'élimination des grands récipients métalliques. La réutilisation des conteneurs est toujours dangereux. Si les récipients doivent être réutilisés, ils doivent être sélectionnés et nettoyés par du personnel bien formé.

Pulvérisation spatiale

La pulvérisation spatiale est définie comme la destruction des moustiques en vol par contact avec des insecticides dans l'air. Son principal objectif est de réduire la densité des vecteurs et d'augmenter leur mortalité aussi vite que possible. Elle n'a que de rares indications dans le contrôle du paludisme et a le plus souvent été utilisée comme mesure complémentaire, principalement avec le traitement de masse des fièvres. La méthode a été employée avec succès parfois, dans le contrôle d'épidémies de paludisme ou sur des vecteurs très exophiles comme *A. dirus* dans des camps de réfugiés en Thailande et *A. nuneztovari* au Vénézuela. Elle a aussi été employée dans le contrôle d'urgence d'une épidémie dans sa phase ascendante et où on est pratiquement certain que la cause en est une densité anormalement élevée de vecteurs.

La pulvérisation spatiale présente les désavantages suivants :

- elle peut être un gaspillage (si elle rate sa cible ou si elle est utilisée contre une cible très dispersée)
- elle nécessite un équipement spécial et coûteux
- elle a une activité résiduelle faible
- son efficacité dépend souvent des conditions météorologiques au moment de l'application (direction du vent, pluie, température).

Pour avoir un impact sur la densité des vecteurs, la pulvérisation doit être programmée pour coïncider avec le pic d'activité du vecteur. Une caractéristique importante de la pulvérisation spatiale est la taille des gouttelettes dispersées, qui influence le temps pendant lequel elles restent en suspension et leur capacité de pénétrer dans des espaces qui ne sont qu'entrouverts. Le coût des opérations est très élevé, l'effet résiduel est court. La pulvérisation spatiale doit être considérée comme une mesure exceptionnelle, à utiliser pendant des temps très brefs.

[7] FAO (1999) Guidelines for the management of small quantities of unwanted and obsolete pesticides. Rome, FAO, *Field document GCP/INT/650/NET*.

Insecticides et formulations

Le tableau 5 montre les insecticides utilisables en brouillards thermiques ou en aérosols froids dans le contrôle des moustiques. Pour la pulvérisation spatiale, les pyréthrinoïdes sont prédominants tandis que les organophosphorés sont en perte de vitesse à cause de leur odeur désagréable.

Tableau 5 Insecticides utilisables dans les aérosols et les brouillards thermiques pour le contrôle des moustiques

Produit	Dosage du composé actif (g/ha)
Organophosphorés	
Fenitrothion	250 – 300
Malathion	112 – 600
Pirimiphos-methyl	250
Pyrethrinoides	
Cyfluthrin	1 – 6
Deltamethrin	0.5 – 1.0
Lambda-cyhalothrin	0.5 – 1.0
Permethrin	5 - 10
Resmethrin	2 – 4

Exercice 6.6

Certains points doivent être pris en considération quand on examine l'efficacité de l'IRS. Tout d'abord, c'est un instrument qui devrait supprimer ou réduire drastiquement la transmission du paludisme. L'IRS n'est pas nécessairement le meilleur outil si d'autres objectifs sont visés, p.ex. la réduction de la morbidité et la prévention de la mortalité. C'est pourquoi les objectifs de la lutte antipaludique doivent être clairement spécifiés. Ensuite, le degré de perfection de l'opération a une importance cruciale. La couverture des maisons ne devrait pas descendre en dessous de 90 %, ce qui peut constituer une tâche difficile pour des raisons opérationnelles.

Travaillez en petits groupes et répondez aux questions suivantes :

a) la pulvérisation partielle peut être contre-productive : p.ex. si on traite les abris animaux et qu'on ne couvre pas totalement les habitations humaines. Pourquoi ?
b) mis à part le taux de refus, quels autres problèmes diminuent l'efficacité de l'IRS ?
c) Le but de l'IRS est de réduire le nombre de moustiques. VRAI ou FAUX ? Expliquez votre réponse.
d) L'IRS protège de l'infection les personnes occupant les maisons traitées. VRAI ou FAUX ? Expliquez votre réponse.
e) Le nombre d'habitants protégés est égal au nombre d'habitants des maisons traitées, p.ex. si 50% des maisons ont été pulvérisées, 50% de la population sera protégée. VRAI ou FAUX ? Expliquez votre réponse.
f) En cas d'épidémies ou de situations d'urgences complexes, la priorité de l'IRS devraient concerner la pulvérisation des maisons en dur. VRAI ou FAUX ? Exliquez votre réponse.

Unité d'apprentissage 7

Stratification du paludisme et contrôle des vecteurs

Objectifs d'apprentissage:

A la fin de cette Unité, vous devriez être capable de :

- décrire les caractéristiques épidémiologiques des six grandes strates épidémiologiques du paludisme

- sélectionner les options efficaces de contrôle des vecteurs d'après les caractéristiques épidémiologiques locales et les strates du paludisme.

Dans l'Unité précédente, vous avez vu les composantes du contrôle des vecteurs et les méthodes utilisées pour contrôler les vecteurs. Vous en avez décrit les avantages et les limites. Dans cette Unité vous apprendrez comment sélectionner les options de contrôle des vecteurs d'après les caractéristiques épidémiologiques du paludisme.

7.1 Stratification du paludisme en fonction du risque

Le risque de paludisme est souvent stratifié en trois grandes catégories dépendant du degré de transmission. Les strates du paludisme peuvent être classées en

- indemne de paludisme,
- instable (épidémique), ou
- stable (endémique).

Il est parfois difficile de faire la distinction entre paludisme stable et instable. Aussi, à l'intérieur de chaque catégorie, il est possible de pousser plus loin la classification du paludisme. Par exemple, dans les zones de paludisme instable (épidémique) , on peut observer deux types de transmissions :

- T**ransmission de type saisonnier marqué mais intense**, selon un schéma prévisible chaque année, associé à des explosions épidémiques cycliques tous les 5 ou 10 ans, et
- T**ransmission de type saisonnier marqué et très basse**, à peine détectable ou inexistante pendant plusieurs années. De telles régions sont affectées à certains moments par des épidémies dramatiques, habituellement dévastatrices, résultant souvent de changements environnementaux ou météorologiques.

La même constatation est faite dans le paludisme stable. Alors que certaines régions montrent une intensité de transmission très variable en fonction de la saison, d'autres ont une intensité de transmission uniforme au cours de l'année.

7.2 Stratification basée sur les indices splénique et parasitaire

La classification de l'endémicité du paludisme peut aussi être basée sur les indices spléniques et parasitaires observés dans la population (tableau 7.1).

Tableau 7.1 Classification de l'endémicité paludique basée sur les indices spléniques et parasitaires

Endémicité	Indice splénique	Indice parasitaire
Paludisme hypoendémique	< 10% chez les enfants de 2 à 9 ans	<10%
Paludisme mesoendémique	11-50% chez les enfants de 2 à 9 ans	11-50%
Paludisme hyperendémique	50-75% chez les enfants de 2 à 9 ans et élevé (>25%) chez les adultes	51-75%
Paludisme Holoendémique	>75% chez les enfants de 2 à 9 ans et bas chez les adultes	>75%

- **Régions hypoendémiques** : très peu de transmission et risque peu élevé d'infection chez la population.
- **Régions mésoendémique** : villages typiquement ruraux surtout dans des zones subtropicales avec des intensités variables de transmission et souvent prédisposés aux épidémies de paludisme.
- **Régions hyperendémiques** : transmission saisonnière intense mais insuffisante pour permettre à une importante fraction de la population d'acquérir une immunité protectrice.
- **Régions holoendémiques** : transmission pérenne avec un haut degré d'immunité dans la population, dans tous les groupes d'âge mais particulièrement chez les adultes.

Il est important de remarquer que les **taux d'inoculation entomologique** et la **capacité vectorielle** sont aussi utiles dans l'expression du risque d'infection paludique et la distinction entre différents types eco-épidémiologiques.

7.3 Stratification du paludisme suivant des strates épidémiologiques

1. Régions de paludisme instable (à risque d'épidémies)

Caractéristiques des régions à risque d'épidémies

- Transmission saisonnière marquée
- Risque de paludisme très variable d'une année à l'autre
- Prolifération saisonnière explosive des vecteurs
- Taux peu élevé de survie des vecteurs dû à un environnement extérieur le plus souvent défavorable
- Conditions climatiques permettant une période de transmission courte
- Densité anophélienne élevée nécessaire au maintien de la transmission
- Infections à *P. vivax* courantes (En Afrique, ceci n'est vrai que dans le cas de l'Ethiopie, certaines parties du Kénya et du Burundi mais pas en Afrique du Sud)

2. Régions de paludisme stable

La population adulte a généralement une immunité bien installée et donc généralement, seuls les enfants sont à risque de maladie grave et décès.

3. Zones urbaines

L'endémicité paludique dans les populations urbaines est souvent plus basse que dans les communautés rurales et varie beaucoup entre les différentes parties des villes ou des cités. Des études entomologiques ont montré que la cause la plus importante de ces variations est la densité des vecteurs.

En réduisant les espaces ouverts et les gîtes et en augmentant la pollution domestique, l'urbanisation gêne la reproduction des anophèles par divers mécanismes, entre autres :

- La dispersion de la population anophélienne sur une population humaine plus dense tend à réduire l'exposition de chaque personne.
- La limitation de la dispersion des vecteurs à partir de leurs gîtes larvaires tend à localiser la transmission du paludisme. La haute densité de population autour des gîtes larvaires fournit aux anophèles une profusion de repas de sang, diminuant le besoin de recherche de repas à longue distance et produisant une sorte d'écran protecteur aux parties centrales des cités et des villes.
- Les conditions de l'habitat urbain pourraient empêcher les anophèles d'accéder à l'homme.

Si, d'une part, l'urbanisation est surtout caractérisée, au centre, par une réduction de la transmission du paludisme et la création d'îlots de sujets non immuns, elle est associée, d'autre part, à une augmentation des risques en périphérie. A mesure que la zone urbaine s'étend, la salubrité et la qualité de l'habitat régressent, surtout dans les zones péri-urbaines où les pauvres se concentrent et les immigrants s'installent. Cette situation expose ces populations à des endroits riches en gîtes larvaires et augmente le contact homme-vecteur.

4. Projets de développement économique

Les projets de développement économique attirent une abondante main d'œuvre, avec beaucoup de nouveaux arrivés, généralement soit non immuns pour l'affection paludique, soit susceptibles aux souches locales de *Plasmodium*. Ils forment alors un terrain propice aux explosions épidémiques. De plus, les conditions, souvent misérables, de vie et d'hébergement des ouvriers les exposent à un risque plus élevé. Enfin les projets de développement économique peuvent aussi impliquer des modifications de l'utilisation de la terre et de l'eau qui, en modifiant l'environnement, favorisent souvent la prolifération des vecteurs et augmentent le risque de paludisme.

5. Populations nomades

Les nomades migrent avec leurs troupeaux pour exploiter au maximum les maigres ressources dont ils ont besoin pour leurs animaux et pour eux-mêmes, s'exposant ainsi avec d'autres populations au paludisme. Il est important d'être informé de ces mouvements pour planifier la protection des nomades contre la maladie.

6. Situations d'urgence complexes (réfugiés et populations déplacées)

Le paludisme est un des problèmes de santé importants qui touche les réfugiés et les populations déplacées à l'intérieur d'un pays. L'exposition au risque de transmission est souvent, pour eux, d'un tout autre ordre de grandeur que celui des populations locales et ceci pour plusieurs raisons :

- désorganisation des services de santé,
- concentration de réfugiés non immuns dans des zones à risque de transmission,
- malnutrition,
- localisation des camps de réfugiés dans des aires marginales sujettes aux inondations et à la pullulation des vecteurs,
- problèmes d'accès aux soins pour la population déplacée.

La situation d'urgence est complexe, évoluant de l'état d'urgence aiguë à la phase post-urgence. La phase aiguë est caractérisée par un déplacement de population inattendu et soudain, accompagné d'une mortalité élevée et peut durer tout au plus quelques mois. Pour prévenir la morbidité et la mortalité, la prise en charge des cas devrait être supplémentée par des opérations de contrôle des vecteurs. Certaines méthodes sont adaptées à la phase d'urgence, d'autres à la phase post-urgence.

Exercice 7.1

Formez trois groupes de travail et répondez aux questions suivantes en relation avec les strates épidémiologiques du paludisme.

1. Quelles sont les conséquences des facteurs environnementaux et entomologiques sur la prévalence du paludisme, la réponse immune de la population, la distribution par âge de l'infection, de la maladie et des décès causés par le paludisme instable ? le paludisme stable ? Comparez et mettez en évidence les différences.
2. Donnez les caractéristiques du paludisme stable qui limitent l'impact des mesures de contrôle à grande échelle comme la pulvérisation intra domiciliaire ?
3. Quels mécanismes affectent la densité des vecteurs dans les zones urbaines ?

En séance plénière, discutez vos conclusions avec le reste de la classe.

Exercice 7.2

Reformez les groupes de travail.
Le facilitateur sélectionnera de deux à six strates pour chaque groupe de travail.
Demandez aux stagiaires de sélectionner les options de contrôle de vecteurs qu'ils pensent être faisables dans chaque strate. Chaque groupe devrait fournir une liste de ses résultats et donner les raisons de ses sélections. Les groupes présenteront ensuite leurs résultats en plénière.

Discussion

L'enseignant animera une discussion sur les options de contrôle des vecteurs d'après les strates épidémiologiques.

Unité d'apprentissage 8

Gestion des programmes de contrôle des vecteurs du paludisme

Objectifs d'apprentissage

A la fin de cette Unité, vous devriez être capable de :

- Renforcer et orienter les systèmes de gestion, de surveillance et d'information pour fournir les bases dans la prise de décisons dans le contrôle des vecteurs.

- Développer les capacités pour maîtriser les aspects technique, opérationnel, managérial et politique nécessaires pour assurer le fonctionnement efficace et effectif, tenant compte de l'analyse coût efficacité du contrôle des vecteurs.

- Établir un système de suivi du contrôle des vecteurs et sélectionner les indicateurs nécessaires pour surveiller et évaluer le contrôle des vecteurs et du paludisme.

- Incorporer la recherche opérationnelle dans les programmes de contrôle des vecteurs du paludisme

8.1 Décider de l'adéquation et de la faisabilité des méthodes

Dans les situations où la nécessité du contrôle des vecteurs a été identifiée, vous devez décider quelles méthodes sont adaptées et quelles méthodes donnent le meilleur rapport coût-efficacité. Du point de vue technique, la décision est guidée par :

- Les habitudes trophiques, de repos et de ponte du vecteur.
- Les habitudes de la population concernant le sommeil, les occupations et l'utilisation de moustiquaires de même que leur attitude envers les insecticides et les programmes MTI.
- L'environnement de la transmission : types d'endroits où les habitants courent le plus grand risque d'exposition aux piqûres de moustiques (la maison et ses environs, les localisations spécifiques à l'extérieur et les gîtes larvaires : leur importance, leur type, leur étendue, leur localisation, et leur accessibilité).

La faisabilité opérationnelle dépend de :

- La présence de circonstances favorables
- Existence de ressources (humaines, matérielles logistiques et financières)
- Infrastructure pour la fourniture de services, la prise de décisions politiques et la promulgation de lois
- Une planification correcte et des schémas de mise en œuvre.
- Le management (direction, supervision, monitoring et évaluation),
- L'administration (logistique et autres supports)

Comme déjà souligné, les différentes méthodes de contrôle des vecteurs varient en efficacité, spécificité, besoin en ressources, acteurs potentiels, coût, adéquation et perspectives de résultats dans différentes situations. Des méthodes ne présentant pas les mêmes niveaux d'efficacité et de demande de ressources peuvent être utilisées simultanément dans une région, dans des subdivisions (unités opérationnelles) ou à des moments différents. La taille de l'unité ou de la subdivision opérationnelle dépend de la méthode et du niveau de stratification. Certaines méthodes peuvent ne pas avoir un impact adéquat à elles seules mais peuvent agir en synergie avec d'autres. Dans ces conditions, la contribution relative, y compris le rapport coût-efficacité de chacune des méthodes au problème global doit être établie pour limiter le programme aux méthodes qui apportent le plus. Par exemple, le management devrait reconnaître que la pulvérisation spatiale n'a qu'un rôle minime sauf dans des circonstances limitées où son application est indiquée.

8.2 La gestion de l'information

L'efficacité des interventions de contrôle des vecteurs dépend de la détection précoce, de la réponse en temps opportun et efficace aux problèmes de paludisme et aux modifications des risques. Cela ne sera possible que si l'information correcte est reçue par ceux qui sont responsables de la planification et de la mise en œuvre du contrôle des vecteurs ; cela implique l'existence d'un système d'aide à la décision (c.-à-d. surveillance et gestion de l'information), qui puisse attirer l'attention sur ces indications. Le management doit donc établir ou renforcer la surveillance existante et le système de gestion de l'information pour rendre possible la collecte rapide, l'analyse des rapports, l'échange et l'utilisation de l'information utile.
Donc , dans le domaine du contrôle des vecteurs, la surveillance et le système de gestion de l'information doivent essayer de

- repérer les situations qui requièrent une intervention de contrôle des vecteurs.
- suivre l'efficacité des opérations en cours, et connaître les raisons des échecs.
- reconnaître les épidémies débutantes ou les risques d'épidémies et donner l'alerte.
- permettre les stratifications grossières et raffinées pour guider la mise en œuvre des méthodes de contrôle des vecteurs en délimitant les zones principales, les écotypes spécifiques, les localités ou les populations à haut risque. Même les unités de transmission plus restreintes comme des groupes de maisons dans les villages ou des individus peuvent être définis comme micro-cibles pour le contrôle vectoriel. Le ciblage des interventions à ces niveaux permettront d'optimaliser le rapport coût-efficacité.
- fournir l'information nécessaire pour guider les décideurs, les agences de support et ceux qui vont faire les opérations de contrôle des vecteurs.
- fournir la guidance pour la planification générale de la mise en œuvre, le monitoring et l'évaluation des interventions contre les vecteurs et des stratégies proposées.
- fournir une rétro information à partir de localités où l'information est récoltée, pour la surveillance, des enquêtes ou d'autres buts.

Des managers doivent développer des mécanismes et des processus qui garantissent que la planification, la mise en œuvre et l'évaluation des mesures de contrôle du vecteur sont étroitement liées aux systèmes de surveillance et de gestion de l'information concernés.

Une base d'information devrait contenir :

- les aspects les plus généraux du problème de paludisme ou des risques, p.ex. les zones géographiques majeures, les populations, les saisons de risque paludique.
- les déterminants majeurs de la transmission dans un endroit donné p.ex. les facteurs climatiques, les modifications de l'environnement, les mouvements de populations, les projets de développement ;
- le monitoring d'indicateurs jugés les plus utiles ;
- les méthodes de contrôle des vecteurs, leurs avantages et leurs limitations ;
- les ressources disponibles et requises (personnel, insecticides, moustiquaires, équipements de pulvérisation etc.) ;
- la documentation sur le pays et les expériences locales, les réalisations et les échecs du contrôle vectoriel ;
- l'information spécifique et orientée vers des cibles comme celles relatives à la maladie, au parasite, au vecteur, à l'hôte humain, et aux données démographiques des zones ciblées et à l'environnement de la transmission.

Certaines informations sont indispensables tandis que d'autres peuvent aider à préciser la base d'information jusqu'à indiquer des maisons ou des individus qui sont particulièrement à risque. On peut alors cibler des interventions comme une distribution de MTI ou une guidance pour des améliorations et modifications de l'habitat. L'accès continu à l'information sur l'état de la maladie et les tendances est nécessaire pour suivre le problème du paludisme et des risques.
Toutes les information sur le contrôle des vecteurs ne doivent pas nécessairement provenir du programme du paludisme ou du système de santé. Elles peuvent avoir été récoltées dans d'autres buts (météorologie, environnement, habitat et construction) et provenir d'autres sources (chercheurs, ONG, communautés, projets de développement, secteur privé, publications).
Une collaboration étroite et les liens entre les différentes bases d'information sera hautement bénéfique.

8.3 Contrôle de qualité et établissement des standards

Les responsabilités du management comprennent des contrôles de qualité réguliers des insecticides, des moustiquaires, de l'équipement et des autres fournitures . Une collaboration entre les membres de l'équipe Paludisme, le WHOPES , l'industrie des pesticides, le service national de l'enregistrement des pesticides et les organismes de régulation, les chercheurs, et d'autres organismes concernés, est nécessaire pour les contrôles sur les insecticides et les moustiquaires imprégnées.
La formation de personnel capable et entraîné et la recherche opérationnelle constituent d'autres responsabilités.

8.4 Le rôle des services entomologiques

La contribution d'entomologistes est essentielle pour guider le contrôle du paludisme. En général, le rôle du service d'entomologie dans le contrôle des vecteurs est de

- orienter, aider et participer à la planification, la mise en œuvre, le monitoring et l'évaluation du contrôle des vecteurs, y compris dans la prévention et le contrôle des épidémies.
- faire la liaison avec les systèmes de surveillance et de gestion de l'information, dans et hors du système de santé, et retenir les informations et les données utiles pour la planification du contrôle des vecteurs.
- entreprendre et participer à la stratification.

- contribuer et participer au partenariat, y compris dans le développement de matériel pour l'information, l'éducation et la communication.
- s'intéresser aux aspects épidémiologiques de la transmission du paludisme, aux aspects environnementaux intervenant dans la transmission et les risques
- conduire les activités de contrôle des vecteurs prévues.

Les besoins et les apports de l'entomologie dans le contrôle du paludisme dépendent

- des objectifs du programme de contrôle du paludisme.
- de la stratégie de contrôle des vecteurs, son objectif et ses cibles.
- des méthodes de contrôle des vecteurs en usage et celles susceptibles d'être employées.
- des arrangements institutionnels et des ressources disponibles pour le contrôle des vecteurs.
- de l'information disponible.
- de la recherche opérationnelle en cours et des besoins futurs.
- de la capacité d'utiliser les données entomologiques pour la prise de décision et la planification.

Les programmes de contrôle du paludisme n'ont pas tous une composante entomologique ou si elle existe, elle n'est pas toujours utilisée au mieux de ses possibilités. Là où elle n'existe pas, elle doit être développée. Dans l'immédiat, des arrangements doivent être pris pour obtenir, à partir de sources adéquates, l'information minimale nécessaire à des activités de contrôle des vecteurs.
Les programmes routiniers de contrôle du paludisme ont souvent une composante entomologique. De nombreux pays s'apprêtent à passer de « l'éradication » au « contrôle », en route vers un service décentralisé et intégré dans la gestion des services de santé. Dans ce processus, les exigences spécifiques et les aspects incluant l'aide en management et autres supports au contrôle vectoriel et à l'entomologie sont souvent systématiquement ignorés et pas entrepris comme il faudrait.

Il faudrait

- redéfinir et réorienter le rôle du service entomologique.
- renforcer la capacité du personnel à faire face aux demandes habituelles et aux défis du contrôle vectoriel dans la Stratégie Globale du Contrôle du Paludisme et l'initiative « Faire Reculer le Paludisme ».
- s'assurer que les requêtes en management, ressources et support pour un fonctionnement effectif soient satisfaites, spécialement dans la gestion décentralisée et intégrée du paludisme.

8.5 Partenariats dans le contrôle vectoriel du paludisme

Le paludisme est un priorité nationale et non un simple problème local. Il a un large « droit de propriété ». Toutes les parties prenantes, quelque soit leur degré d'implication, sont impliquées dans le processus de décision pour le contrôle du paludisme. Convenablement motivés et dirigés, un groupe d'acteurs peut jouer un rôle crucial dans le contrôle du vecteur du paludisme.
En plus du personnel même du programme de contrôle du paludisme, les partenaires sont :

- les décideurs macro-économiques ;
- les secteurs dans et hors du système de santé ou spécifiques du paludisme, y compris les municipalités ;
- les communautés, les ménages et les individus ;
- les ONGs, les bailleurs de fonds, les coopérations tant bilatérales que multilatérales, les organismes internationaux ;
- le secteur privé ;
- les institutions académiques et de recherche.

Les niveaux de mise en œuvre et d'implication des différents partenaires dépendront des objectifs du contrôle des vecteurs, des cibles et des méthodes. Les différents acteurs pourront jouer un rôle primordial de support, de collaboration ou participatif. Certains auront des rôles indirects. Des directives claires doivent être données et des responsabilités attribuées à chaque partenaire, en tenant compte de ses points forts (technicité, fourniture de ressources, coordination, mobilisation sociale).

La responsabilité première des partenaires est de mener des actions contre la mortalité, la morbidité, la résistance aux médicaments et les épidémies. Même si la principale responsabilité en incombe aux services de santé et de lutte contre le paludisme et aux municipalités, tous les partenaires doivent prendre part au processus.

La responsabilité première pour les interventions basées sur les insecticides est du ressort des services de santé et du paludisme. Les responsables macro-économiques, les décideurs, les politiciens ont un rôle crucial à jouer s'il s'agit de risques de transmission liés à l'environnement, surtout s'ils résultent de maladresses d'activités de développement où des investissements importants, des politiques spécifiques, la législation sont impliqués. Dans ces situations et dans d'autres, l'attribution des responsabilités peut aller du niveau individu, ménage, communauté, jusqu'au niveau macro-économique, selon les aspects envisagés. Au sein des services de santé publique (du paludisme), les entomologistes ont un rôle majeur dans le maintien des standards de qualité et les prescriptions (p.ex. pour les insecticides, les fournitures d'équipement et leur garantie de qualité), pour la recherche opérationnelle, la guidance et les apports techniques convaincants et solidement établis, le suivi de la formation, le monitoring et l'évaluation, la promotion y compris l'information, éducation, et communication (IEC). Les besoins en formation (sensibilisation, orientation, connaissance et compétences) pour le contrôle vectoriel et les activités annexes doivent être identifiés et satisfaits pour toutes les catégories d'actionnaires ou partenaires dans et hors du système de santé.

Des campagnes de communication compréhensibles et des programmes IEC sont nécessaires pour l'éducation, le changement de comportement et la sensibilisation qui favorisent la conscientisation. Les programmes IEC doivent couvrir les questions souvent posées concernant le contrôle des vecteurs, y compris le contrôle sélectif (interventions orientées vers des cibles spécifiques), le management intégré, le partenariat et les actions harmonisées, les implications communautaires. Cela permet de :

- obtenir et soutenir l'engagement et le support à tous les niveaux, politique, macro-économique et décideurs, communautaire, individuel et secteur privé.
- sensibiliser les gens au problème du paludisme, aux différentes solutions, au rôle potentiel des interventions de contrôle des vecteurs et à leur participation respective possible dans cette problématique.
- Incorporer les facteurs épidémiologiques et socio-économiques (culturel, religion, langue, etc.) dans les prises de décision pour le contrôle des vecteurs.

Exemples d'aspects à traiter par les programmes IEC :

- Développer et utiliser les messages IEC spécifiques des groupes cibles.
- Amplifier la conscience de la communauté et sa sensibilité aux potentiels et aux points forts des différentes méthodes de contrôle des vecteurs ; où elles peuvent être utilisées et où elles seront sans effet.
- Publier les résultats des recherches sur le contrôle vectoriel, avec des messages appropriés pour créer une demande pour leur utilisation et leurs applications.
- Fournir des modèles de maisons de fabrication locale faites pour minimiser les contacts homme-vecteur ; faciliter et encourager leur utilisation ; organiser le monitoring de leur impact.

- Cibler l'IEC concernant le contrôle des vecteurs, spécialement sur les enfants, ceux des écoles en particulier, pour améliorer la qualité des maisons et la perennisation

Ceci entraînera le développement et l'utilisation de matériel adapté (posters, déclarations de presse, messages dans les médias, télévision, radio, et autres) pour des plaidoyers aux niveaux national et local. Au niveau du district, pour les communautés, les ménages et les individus, d'autres matériels IEC et des approches adaptées devront être proposés.
L'engagement politique pour le contrôle des vecteurs du paludisme existe déjà grâce à l'initiative FRP. Cependant il doit être renforcé pour s'assurer que le contrôle des vecteurs soit effectué dans les règles.

8.6 Monitoring et évaluation du contrôle des vecteurs

Le contrôle vectoriel doit être basé sur l'observation et systématiquement monitoré et évalué. Il faut d'abord mener une analyse de la situation concernant les vecteurs et le contrôle des vecteurs .Par exemple, un constat des mesures, réalisations et succès, forces et faiblesses aidera à identifier les domaines majeurs, les aspects et les problèmes qui affectent la mise en œuvre actuelle. Des variables et des indicateurs peuvent être sélectionnés pour monitorer le processus et les activités et évaluer les résultats et l'impact. L'analyse de situation guide, entre autres, l'établissement des besoins pour la planification et les actions subséquentes.
Pour le contrôle des vecteurs, l'analyse de situation doit couvrir les points suivants :

Problème du paludisme et risques

- Quelles sont les régions et les populations qui sont soumises au risque de paludisme par rapport à l'entièreté du pays ?
- Quelles situations épidémiologiques et leurs caractéristiques sont susceptibles d'influencer (positivement ou négativement) le potentiel du contrôle vectoriel ?
- Quels sont les niveaux d'endémicité du paludisme ?
- Quelles sont les tendances et les taux d'incidence du paludisme et de la mortalité y associée ?
- Quelles sont les espèces parasitaires prédominantes et leur état de résistance aux médicaments ?
- Quels sont les types (modèles) de transmission ?
- Y a-t-il des situations spéciales pendant la saison de haute transmission (facteurs qui favorisent le contact homme-vecteur) ?

Management du contrôle des vecteurs

- Politiques existantes, nationales ou sous-nationales, de contrôle des vecteurs, stratégies, objectifs, et cibles par rapport aux besoins du pays.
- Structures d'organisation à différents niveaux du système de santé et place occupée par le contrôle du paludisme, le contrôle des vecteurs et leurs composantes entomologiques.
- Fonctions des services de contrôle des vecteurs et des services entomologiques dans le management décentralisé du contrôle du paludisme intégré dans le système des soins de santé primaire ; Quels sont les rôles, responsabilités et hiérarchie de commandement qui les gouverne.
- Projets de développement et leur contribution au risque de transmission du paludisme : actions prises pour les prévenir ou les corriger ; disponibilité de politiques les concernant. Présence d'une politique et d'une législation qui oblige l'incorporation d'aspects sanitaires dans les projets à visée de développement.

- Existence de systèmes et de compétences à tous les niveaux pour fournir information, analyse et réactions correctes concernant la mise en œuvre du contrôle des vecteurs.
- Disponibilité ou utilité de politiques ou de législation sur les insecticides comprenant une politique nationale d'insecticides de santé publique. Des procédures d'approvisionnement et assurance de qualité sont nécessaires.

Vecteurs

Etat des connaissances sur :

- statut de vecteur principal, secondaire ou potentiel
- gîtes larvaires, habitudes de repos (extérieur/intérieur), préférences trophiques (homme/animal, intérieur/extérieur)
- périodes d'activité maximale
- sensibilité ou résistance aux insecticides employés, et alternatives potentielles
- date de dernière mise à jour de ces données

Interventions de contrôle des vecteurs (CV) en cours

- Surface totale et population protégées par un contrôle des vecteurs, en relation avec la surface totale à risque de paludisme.
- Vecteurs cibles.
- Méthodes de contrôle des vecteurs en usage, régions et populations cibles, taux de couverture par chacune de ces méthodes et dans quelles situations.
- Comment et par qui le CV est-il planifié, processus de stratification et niveaux (macro ou micro stratification).
- Qui d'autre que le Ministère de la Santé est impliqué dans le contrôle des vecteurs, que mettent-ils en œuvre, comment sont-ils encadrés, coordonnés et surveillés ?
- Processus de prise de décision pour entreprendre le CV ; critères pour l'emploi de pulvérisations intra domiciliaires (IRS), p.ex. quand commencer, finir ou continuer celles qui sont en cours; taille des unités opérationnelles, maximum et minimum.
- Types, quantités d'insecticides utilisés pour l'IRS, les opérations larvicides ou les pulvérisations spatiales ;
- Critères de sélection des insecticides.
- Quels sont l'efficacité et l'impact probables de chaque type de CV sur les vecteurs cibles et sur le paludisme.
- Méthodes (et indicateurs) utilisés pour le monitoring et l'évaluation du contrôle des vecteurs et du paludisme.
- Ressources utilisées (humaines, matérielles, financières) et coûts relatifs de chacune d'entre elles.

Epidémies

- Régions et situations à potentiel épidémique et à risque de paludisme.
- Indicateurs de risque d'épidémie, si ils sont connus, et leur utilisation en routine dans le programme Paludisme (environnementaux, météorologiques, entomologiques, mouvements de population, consommation de médicaments).
- Existe-t-il une capacité de prédire, détecter, et réagir à une épidémie ?
- Quel est le rôle du contrôle des vecteurs et des services entomologiques dans la prédiction et la détection des épidémies ?

Assurance de qualité

- Méthodes et processus pour respecter les standards et les spécifications de qualité pour les insecticides, équipement et autre matériel utilisé dans le contrôle des vecteur ; mesure des performances et du fonctionnement de ces méthodes.
- Aspects, contraintes et trous dans les connaissances susceptibles d'affecter le rapport coût-efficacité du contrôle des vecteurs ; causes probables ; processus de rétroaction pour guider les corrections et améliorations.
- Nécessaire pour entretenir le programme et l'équipement utilisé.
- Utilisation des ressources et coûts.

Sécurité

S'assurer de l'existence de directives sur le stockage, la manipulation et le bon usage des insecticides, y compris les mesures de protection pour le personnel qui manipule les insecticides.

Indicateurs pour le monitoring et l'évaluation

Des indicateurs doivent être définis pour chaque aspect du contrôle des vecteurs que vous suivrez. Leur choix dépend des caractéristiques des aspects considérés. Ils doivent être utiles. Ils doivent mesurer ce qui est nécessaire et lié aux objectifs du programme. Ils doivent être limités en nombre , faciles à récolter, fiables et sensibles pour répondre aux variations et aux changements du contrôle des vecteurs et de l'incidence du paludisme. Ils doivent être simples, mesurables immédiatement et opérationnellement utiles. Ils peuvent être observés régulièrement ou de manière sélective, suivant la variable et la méthode utilisées.

Exercice 8.1

Identifiez des indicateurs opérationnels et entomologiques pour (a) le contrôle larvaire (b) le contrôle des moustiques adultes et (c) le contrôle du contact homme-vecteur. Servez-vous du tableau 8.1.
Indiquez quels indicateurs devraient être mesurés en routine pour dégager les tendances et pour des buts particuliers. Présentez les résultats en séance plénière.

Tableau 8.1 Exemples d'indicateurs opérationnels et entomologiques à surveiller

Contrôle des vecteurs	Indicateurs opérationnels	Indicateurs entomologiques
Contrôle larvaire		
Contrôle contact homme-vecteur		
Contrôle moustiques adultes		

Remettez-vous en groupes et faites l'exercice 8.2

Exercise 8.2
Définissez les indicateurs épidémiologiques du paludisme que vous voudriez surveiller dans chacune des strates épidémiologiques sur lesquelles votre groupe a travaillé dans l'Unité 7. Présentez vos résultats en séance plénière.
Deux fonctions de gestion supplémentaires nécessaires pour un programme de contrôle des vecteurs bien structuré et mis en œuvre sont la recherche opérationnelle et l'analyse coût-efficacité.

8.7 Recherche opérationnelle

La recherche opérationnelle de résolution des problèmes, qui a une utilité directe pour le contrôle des vecteurs, doit être une composante intégrale du programme de contrôle des vecteurs du paludisme Elle a pour but d'identifier les options de contrôle et d'amplifier leurs impacts opérationnels. Elle doit couvrir les aspects techniques, opérationnels et de management et implique la nécessité de faire une revue des recherches en cours et leur utilité pour les besoins de contrôle à court, moyen et long terme. De plus, les managers de programme devraient :

- Identifier les lacunes dans la connaissance et l'information sur les vecteurs, la transmission et les méthodes de contrôle des vecteurs, la résistance aux insecticides.
- Identifier les priorités pour la recherche. Les managers de programme de lutte contre le paludisme et de programme de contrôle des vecteurs, entomologistes et personnel de terrain doivent être capables d'indiquer des aspects spécifiques et des problèmes qui justifient une investigation.
- Préparer les agendas de recherche en commun entre décideurs, entomologistes, planificateurs et acteurs du contrôle des vecteurs et chercheurs potentiels.
- Se mettre en chasse de budgets et ressources pour la recherche opérationnelle
- Entreprendre la recherche avec les partenaires impliqués.
- Traduire les résultats de la recherche en actions dirigées contre le paludisme et ses vecteurs.
- Utiliser les résultats de la recherche opérationnelle pour influencer les politiques et la planification et la mise en œuvre qui en découlent.

8.8 Etudes de coût-efficacité

L'analyse coût-efficacité est une technique d'évaluation économique qui peut aider à la prise de décision. Elle implique l'estimation puis la comparaison de l'efficacité et du coût de tactiques alternatives pour atteindre un objectif[8]. Sa raison d'être est l'identification des voies et moyens d'atteindre un objectif spécifié à un coût minimal dans un budget donné. L'analyse coût-efficacité part d'un problème et propose une série de solutions. Le coût et l'efficacité de chacune de ces tactiques ou approches alternatives est calculé et les bénéfices respectifs passés en revue L'alternative qui présente le coût le plus bas par unité d'effet de santé est généralement choisie.

Une analyse coût-efficacité a été conduite pour le paludisme en Afrique sub-Saharienne.[9] Moustiquaires imprégnées et pulvérisations intra domiciliaires étaient comparées en utilisant le coût par DALY (disability-adjusted life year). Dans un pays à revenu économique très bas, le traitement par insecticide de moustiquaires existantes montrait un coût de 4 à 10 US$ par DALY évité ; pour la fourniture de moustiquaires et leur imprégnation, le coût était de 19 à 85US$; et pour la pulvérisation intra domiciliaire résiduelle, (deux traitements par an) le coût était de 32 à 58 US$.

Ces résultats peuvent être utilisés dans de nombreux pays pour guider les responsables dans l'évaluation des besoins économiques d'un programme de lutte contre le paludisme.

---

[8] Phillips M, Mills A, Dye C (1993). *Guidelines for Cost-effectiveness Analysis of Vector Control*, World Health Organization document WHO/CWS/93.4.

[9] Goodman CA, Coleman PG, Mills AJ (1999). Cost-effectiveness of malaria control in sub-Saharan Africa. Lancet, **354**:378-385